

**LUCIENE MARTINS MOREIRA**

**ALTERNATIVAS DE CONTROLE INTEGRADO DA  
PODRI DÃO PARDA DO PESSEGUEIRO**

Tese apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Doutor. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração Produção Vegetal, Setor de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Paraná.

**Orientadora:**

Prof<sup>a</sup>. Dra. Louise Larissa May De Mio

**Co-orientadora:**

Dra. Rosa Maria Valdebenito Sanhueza

CURITIBA  
2005

**LUCIENE MARTINS MOREIRA**

# **ALTERNATIVAS DE CONTROLE INTEGRADO DA PODRI DÃO PARDA DO PESSEGUEIRO**

**Tese elaborada como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor no Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de concentração Produção Vegetal, da Universidade Federal do Paraná, com a comissão de orientação formada por:**

**Profa. Dra. Louise Larissa May De Mio – Orientadora  
Setor de Ciências Agrárias, UFPR**

**Dra. Rosa Maria Valdebenito-Sanhueza – Co-orientadora  
EMBRAPA Uva e Vinho**

## **AGRADECIMENTOS**

À Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração Produção Vegetal, pela oportunidade de realização deste curso.

À professora Maria Lúcia R. Z. da Costa Lima (*in memoriam*) pela amizade, confiança e incentivo durante nossa convivência.

À professora orientadora Louise Larissa May De Mio, pela orientação, amizade, confiança, incentivo e conhecimentos transmitidos para a execução e elaboração deste trabalho.

À pesquisadora Dra. Rosa Maria Valdebenito Sanhueza pela co-orientação, amizade, sugestões e conhecimentos transmitidos na elaboração deste trabalho.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação pelos ensinamentos e amizade.

Aos colegas do Curso pelo convívio, apoio e amizade, em especial a Ionete, Justina, Tasso, Sandra, Regina, Giselda, Inês, Genuíno, Luciane.

Aos alunos de graduação e estagiários Márcio, Hellen, Elke e ao aluno de mestrado Marcos pela colaboração e companheirismo nos trabalhos de campo.

Aos funcionários do Depto. De Fitotecnia e Fitossanitarismo pela prestação de serviços e amizade, em especial Maria de Lurdes, Raquel, Gilson, Cléia, Maria Emília, Lucimara, Gregório e José.

Aos professores integrantes da Banca Examinadora da Pré-Defesa: Lino Bittencourt, Lílian Amorim e Louise L. May De Mio pelas sugestões.

Aos integrantes da Banca Examinadora da Defesa: Lílian Amorim, Louise L. May De Mio, Rosa Maria Valdebenito-Sanhueza, Beatriz Monte Serrat e Albino Grigoletti Junior por terem aceitado ser examinadores do meu trabalho, pelas contribuições e sugestões.

Ao senhor Edir Osmar Buske, proprietário da fazenda Alvorada, no município da Lapa – PR, pela cessão da área para a instalação dos experimentos e a seus funcionários, em especial Waldir, pela colaboração e prestação de serviços.

À CAPES pela concessão da bolsa, apoio fundamental á execução deste trabalho.

Ao meu marido André pelo companheirismo, paciência, dedicação e muito amor para que eu pudesse chegar ao final desse trabalho.

À minha família pelo amor, apoio, confiança e incentivo para o cumprimento dessa etapa.

## SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE QUADROS.....	xi
RESUMO.....	xii
ABSTRACT.....	xiv
1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1 Etiologia e características do patógeno.....	4
2.2 Sintomatologia e ciclo das relações patógeno hospedeiro.....	7
2.3 Controle de <i>Monilinia</i> sp.....	13
2.3.1 Controle químico.....	15
2.3.2 Controle biológico.....	20
3 SELEÇÃO DE FUNGOS ANTAGONISTAS E EFEITO DE PRODUTOS QUÍMICOS NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA EM POMAR DE PESSEGUEIRO.....	28
3.1 Introdução.....	30
3.2 Material e Métodos.....	32
3.2.1 Origem dos isolados dos antagonistas.....	32
3.2.2 Controle da podridão parda no pomar.....	32
3.3 Resultados e Discussão.....	36
3.4 Conclusões.....	42
4 INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Monilinia fructicola</i> E <i>Trichothecium roseum</i> E SENSIBILIDADE DO ANTAGONISTA A FUNGICIDAS E FOSFITOS.....	43
4.1 Introdução.....	47
4.2 Material e Métodos.....	49
4.2.1 Desenvolvimento das colônias de <i>Trichothecium roseum</i> e <i>Monilinia</i>	

<i>fructicola</i> sob diferentes temperaturas.....	49
4.2.2. Desenvolvimento das colônias de <i>Trichothecium roseum</i> em meio de cultura com e sem fungicidas e fosfitos.....	50
4.3 Resultados e Discussão.....	51
4.3.1 Influência da temperatura sobre o desenvolvimento das colônias de <i>T. roseum</i> e <i>M. fructicola</i> .....	51
4.3.2 Desenvolvimento do antagonista <i>T. roseum</i> em meio de cultura com e sem fungicidas e fosfitos.....	57
4.4 Conclusões.....	61
5 <i>Trichothecium roseum</i> ASSOCIADO OU NÃO A FUNGICIDAS, FOSFITOS E INDUTOR DE RESISTÊNCIA NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUIRO A CAMPO.....	62
5.1 Introdução.....	66
5.2 Material e Métodos.....	69
5.2.1 Experimento para controle da podridão parda no ciclo 2003/04.....	69
5.2.2 Experimento para controle da podridão parda no ciclo 2004/05 .....	72
5.2.3 Preparo do inóculo do antagonista <i>Trichothecium roseum</i> .....	74
5.2.4 Preparo da calda com o antagonista para a pulverização.....	74
5.2.5 Avaliação da podridão parda na floração.....	75
5.2.6 Avaliação da podridão parda em frutos imaturos.....	76
5.2.7 Avaliação da podridão parda na colheita e em pós-colheita.....	76
5.2.8 Análise dos dados.....	77
5.3 Resultados e Discussão.....	78
5.3.1 Avaliação da podridão parda em flores e frutos imaturos.....	78
5.3.2 Avaliação da podridão parda a campo.....	84
5.3.3 Avaliação, em pós-colheita, dos tratamentos aplicados a campo no controle da podridão parda.....	93
5.4 Conclusões.....	97
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	98

## LISTA DE TABELAS

3	SELEÇÃO DE FUNGOS ANTAGONISTAS E EFEITO DE PRODUTOS QUÍMICOS NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA EM POMAR DE PESSEGUEIRO.....	28
1 -	Isolados dos fungos antagonistas a podridão parda do pessegueiro obtidos no ciclo 1997 na fazenda Seiva, no município da Lapa-PR e selecionados por testes <i>in vitro</i> (MOREIRA, 1999).....	32
2 -	Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2002/03.....	34
3 -	Número total de frutos após o raleio, colhidos e incidência (número de frutos com podridão parda) na colheita, aos três e cinco dias de pós-colheita em cada tratamento. Lapa-PR, 2002.....	36
4	INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Monilinia fructicola</i> E <i>Trichothecium roseum</i> E SENSIBILIDADE DO ANTAGONISTA A FUNGICIDAS E FOSFITOS.....	43
1 -	Coeficiente de determinação ( $R^2$ ) e parâmetros estimados pelo modelo beta generalizado, $y = b_1((x-b_2)^{b_4})((b_3-x)^{b_5})$ , onde $y$ = crescimento micelial, $x$ = temperatura, $b_2$ e $b_3$ = temperaturas mínima e máxima, respectivamente e $b_1$ , $b_4$ e $b_5$ = parâmetros sem significado biológico para os seis isolados avaliados.....	53
2 -	Crescimento micelial de colônias do isolado de <i>T. roseum</i> em diferentes concentrações de fungicidas e fosfitos incorporados em meio BDA.....	58
5	<i>Trichothecium roseum</i> ASSOCIADO OU NÃO A FUNGICIDAS, FOSFITOS E INDUTOR DE RESISTÊNCIA NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO A CAMPO.....	62
1 -	Produtos comerciais, formulações e doses dos fungicidas, fosfitos e indutor de resistência utilizados nos ciclos 2003/04 e 2004/05, nos experimentos de campo com a cultivar de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa-PR.....	70

2 - Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2003/04.....	71
3 - Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2004/05.....	73
4 - Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante o período de floração, no ciclo 2003/04, em flores sem e com desinfestação em solução de hipoclorito de sódio 10%.....	79
5 - Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante os períodos de floração e frutos imaturos no ciclo 2004/05.....	82
6 - Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante a colheita nos ciclo 2003/04, 2004/05, Lapa-PR.....	85
7 - Proporção de podridão parda em frutos de pessegueiro, cv. BR-1, tratados em pré-colheita e imersos ou não em solução de hipoclorito de sódio 0,5% no período pós-colheita (ciclos 2003/04 e 2004/05).....	95



## LISTA DE FIGURAS

2	REVISÃO DE LITERATURA.....	4
1 -	Flor de pessegueiro morta após ataque de <i>M. fructicola</i> (A), esporulação do patógeno ( <i>M. fructicola</i> ) em flor de pessegueiro de teste para monitoramento da doença (B), flor colonizada pelo antagonista <i>Trichothecium roseum</i> (C), detecção de infecção latente em fruto imaturo de pessegueiro BR-1 (D), frutos com sintomas de podridão parda (E), múmias provenientes do campo colonizadas pelo antagonista <i>Trichothecium roseum</i> (F) .....	8
2 -	Ciclo da <i>Monilinia fructicola</i> em pessegueiro.....	9
3	SELEÇÃO DE FUNGOS ANTAGONISTAS E EFEITO DE PRODUTOS QUÍMICOS NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA EM POMAR DE PESSEQUEIRO.....	28
1 -	Proporção de podridão parda total, no período pós-colheita, em frutos de pessegueiro BR-1 tratados em pré-colheita com antagonistas e produtos químicos.....	38
4	INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Monilinia fructicola</i> E <i>Trichothecium roseum</i> E SENSIBILIDADE DO ANTAGONISTA A FUNGICIDAS E FOSFITOS.....	43
1 -	Crescimento micelial do isolado F4 de <i>T. roseum</i> em diferentes condições de temperatura de incubação das culturas em BOD, no escuro.....	52
2 -	Crescimento médio de cinco isolados de <i>M. fructicola</i> cultivados em BDA e submetidos à incubação em diferentes condições de temperatura, no escuro.....	54

3 - Crescimento micelial médio, em horas após a repicagem, de cinco isolados de <i>M. fructicola</i> e do antagonista <i>T. roseum</i> mantidos a 25 °C em BOD, no escuro.....	56
5 <i>Trichothecium roseum</i> ASSOCIADO OU NÃO A FUNGICIDAS, FOSFITOS E INDUTOR DE RESISTÊNCIA NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO A CAMPO.....	62
1 - Curva de progresso da podridão parda do pessegueiro em pré-colheita e durante a colheita no ciclo 2004/05, cultivar BR1, para os diferentes tratamentos, Lapa-PR.....	87

## LISTA DE QUADROS

5	<i>Trichothecium roseum</i> ASSOCIADO OU NÃO A FUNGICIDAS, FOSFITOS E INDUTOR DE RESISTÊNCIA NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO A CAMPO.....	62
1 -	Tratamentos realizados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, fazenda Alvorada, Lapa-PR, no ciclo 2003/04.....	70
2 -	Tratamentos realizados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, fazenda Alvorada, Lapa-PR, no ciclo 2004/05.....	73

## RESUMO

A podridão parda do pessegueiro, causada por *Monilinia fructicola* (Wint) Honey pode ocorrer em flores, ramos e frutos imaturos, frutos na colheita e na pós-colheita, sendo responsável por danos na produção mundial e nacional. No Brasil apesar da grande importância da doença, são poucas as pesquisas com diferentes métodos de controle no campo. Considerando este fato os objetivos desse trabalho foram avaliar a eficiência da aplicação de ingredientes ativos químicos e agentes de controle biológico a campo, desde a florada até a colheita em duas etapas de trabalho: seleção de tratamentos para controle da podridão parda a campo e *in vitro* e aplicação dos melhores tratamentos em campo comercial. Para isso foi avaliada a incidência da doença nas flores, em frutos imaturos e frutos maduros em diferentes tratamentos. Foi avaliado o crescimento do antagonista *Trichothecium roseum* e do patógeno *in vitro* submetidos a diferentes temperaturas, e a sensibilidade de *T. roseum* a fungicidas e fosfitos de Ca e de K. Os experimentos, de campo, foram realizados nos anos de 2002, 2003 e 2004. Foi utilizada a cultivar de pessegueiro BR-1, tardia e altamente suscetível à podridão parda. Em 2002 foram avaliados quatro fungos antagonistas: três isolados de *T. roseum* (F1, F2, F4), um isolado de *Penicillium* sp. (F9); recomendação da Produção Integrada de Pêssegos (PIP-PR); fosfitos de Ca e de K com captan; alternância de fungicidas; tratamento convencional da propriedade (PC) e testemunha. Em 2003 o experimento contou com testemunha, alternância de fungicidas, *T. roseum*, PIP-PR, *T. roseum* alternado com captan+fosfitos de Ca e de K, *T. roseum* alternado com captan e *T. roseum* alternado com acibenzolar-S-methyl. Em 2004 foram utilizados PIP-PR, *T. roseum*, *T. roseum* alternado com captan+fosfitos de Ca e de K, *T. roseum* alternado com captan e testemunha. No primeiro experimento foi selecionado o antagonista *T. roseum* como controlador biológico e em testes *in vitro* verificou-se que temperaturas entre 20 a 25 °C foram ideais para o patógeno e também para o antagonista. Os fosfitos de Ca e de K, e os fungicidas captan, azoxystrobin e iminoctadine exerceram menor inibição do antagonista, o que não ocorreu com

iprodione, mancozeb e tebuconazole. No experimento de campo do ciclo de 2003/04 todos os tratamentos avaliados controlaram a podridão parda em relação à testemunha. Neste ciclo, apenas os tratamentos com fungicida controlaram a doença em pós-colheita. No ciclo 2004/05 o antagonista foi eficiente no controle da podridão parda na floração e a inclusão dos fosfitos de Ca e K, em mistura com captan melhorou o controle da doença desde o crescimento dos frutos até a pós-colheita.

**Palavras-chave:** pêssego, *Monilinia fructicola*; controle biológico; controle químico; pré-colheita; produção integrada.

**Título: ALTERNATIVAS DE CONTROLE INTEGRADO DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO**

## ABSTRACT

Peach tree brown rot, caused by *Monilinia fructicola* (Wint.) Honey can occur in flowers, branches, unripe fruit, harvest and post harvest fruit and accounts for damage in the world and Brazilian production. In Brazil, in spite of the importance of the disease, there is little research with different control methods in the field. Thus the objectives of this study were to assess the efficiency of the application of chemical active ingredients and biocontrol agents in the field, from flowering to harvest in two the study stages: treatment selection for brown rot control in the field and in *vitro* and application of the best treatments in commercial fields. For this the disease incidence was assessed in the flowers, unripe and ripe fruits in different treatments. The growth of the *Trichothecium roseum* antagonist and of the pathogen were assessed by submitting to different temperatures and *T. roseum* sensitivity to fungicides and Ca and K phosphites were also assessed. The field experiments were carried out in 2002, 2003 and 2004. The BR-1 peach tree cultivar was used, which is late and highly susceptible to brown rot. In 2002 four antagonistic fungi were assessed: three *T. roseum* isolates (F1, F2 and F4), one *Penicillium* isolate (F9), the integrated peach production recommendation (PIP-PR), Ca and K phosphites with captan; alternating fungicides, conventional farm treatment (PC) and control. In 2003 the experiments consisted of a control, fungicide altering, *T. roseum*, *T. roseum* alternated with captan + Ca and K phosphites, *T. roseum* alternated with captan and *T. roseum* alternated with acibenzolar-S-methyl. In 2004 (PIP-PR), *T. roseum*, *T. roseum* alternated with captan + Ca and K phosphites, *T. roseum* alternated with captan and the control were used. In the first experiment the *T. roseum* antagonist was selected as biological controller and in *in vitro* tests it was verified that temperatures between 20 and 25°C were ideal for the pathogen and also for the antagonist. The Ca and K phosphites, and the fungicides captan and azoxystrobin and iminoctadine had less effect on inhibition than the antagonist, unlike iprodione, mancozeb and tebuconazole. In the 2003/04 field cycle, all the treatments assessed controlled brown rot compared to the control. In this cycle, only the treatments with fungicide controlled the disease in post harvest. In the 2004/05 cycle, the antagonist was efficient in

controlling brown rot at flowering and the inclusion of Ca and K phosphites, mixed with captan, improved disease control from fruit growth to post harvest.

**Key words:** peach, *Monilinia fructicola*; biological control; chemical control; preharvest; integrated production.

**Title: INTEGRATED CONTROL ALTERNATIVES FOR BROWN ROT IN PEACH TREES**

## 1 INTRODUÇÃO

No Brasil, pêssegos são produzidos nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Minas Gerais (BELING et al., 2004). Durante a década de 90 houve registro de aumento da produção brasileira desta fruta o que ocorreu de forma mais acentuada a partir de 1994, quando foram produzidas 108.950 toneladas, atingindo 222.636 toneladas em 2001. Neste período o Estado do Paraná passou de 4.807 para 23.102 toneladas (ANUÁRIO DA AGRICULTURA BRASILEIRA, 2004). Em 2002 a produção nacional de frutas de caroço foi superior a 200 mil toneladas e desse total, cerca de 50 mil toneladas, foram pêssegos destinados à fabricação de conservas (ZANETTE e BIASI, 2004).

O principal produtor de pêssego na região de Curitiba é o município da Lapa, o qual, segundo informações da Secretaria da Agricultura e do Abastecimento do Paraná SEAB, foi responsável pela produção de 4.725 toneladas em uma área de 350 hectares na safra 2002/03, destacando-se entre todas as regiões produtoras do Estado. Segundo ZANETTE e BIASI (2004) trata-se de uma cultura que pode ser adotada por produtores pequenos a empresariais de regiões que apresentem condições edafoclimáticas favoráveis, como as que ocorrem nos estados do Sul e Sudeste do Brasil.

A cultura do pessegueiro é suscetível a várias doenças, entretanto a podridão parda é responsável por danos na quantidade e qualidade dos frutos. Esta doença é causada por *Monilinia fructicola* (Wint) Honey, *M. laxa* (Aderh. e Ruhl.) Honey e *M.*



*fructigena* (Aderh. et Ruhl.) Honey, sendo que no Brasil somente foi relatada a primeira espécie. A podridão parda causa prejuízos na produção das frutas de caroço tais como o pêssego, nectarina, ameixa, damasco, cereja. Nestes hospedeiros, o patógeno infecta flores a partir das quais pode provocar o aparecimento de cancrios nos ramos, e podridão nos frutos durante o período de pré e pós-colheita.

No Sul do Estado do Paraná, a podridão parda é a doença de maior importância econômica no pessegueiro e por não haver registros de variedades resistentes, as práticas culturais de controle são fundamentais, como a eliminação de fontes de inóculo representadas por ramos doentes e frutos mumificados. O controle químico deve ser feito utilizando um sistema de pulverizações que proteja a planta nas fases críticas da cultura, como o florescimento e a pré-colheita (MAY-DE MIO et al., 2004a). Devido à necessidade de pulverizar as plantas próximo da colheita há riscos de colher frutos com resíduos dos pesticidas. As características do manejo da cultura e a demanda do mercado consumidor têm direcionado a pesquisa para obtenção de novos e efetivos métodos de controle, que acarretem menos risco à saúde humana e ao meio ambiente bem como a validação de manejo da doença com fungicidas ou com interação de métodos de controle.

Como alternativas para o manejo estão surgindo no mercado fosfitos que têm efeito antifúngico pela indução à formação de fitoalexinas (BONETI e KATSURAYAMA, 2002) e o acibenzolar-S-methyl, um indutor de resistência (VENÂNCIO et al., 2000), entretanto a interação e eficiência destes métodos não são conhecidas a campo para o controle da podridão parda.

Outra alternativa para o manejo citado seria o uso de controle biológico, que vem sendo pesquisado em países como Espanha, Itália, França, Estados Unidos, dando ênfase à obtenção de estratégias viáveis para o seu uso no campo (WITTIG et al., 1997; SCHENA, et al., 2003; LARENA et al., 2005). Por isso, as pesquisas para obtenção de microrganismos antagonistas para o controle de fitopatógenos vêm se intensificando (DE CAL et al., 1990; WITTIG et al., 1997; MOREIRA et al., 2002).

Nesse contexto, é fundamental pesquisar a integração de métodos de controle, visando atingir uma maior eficiência e fornecer alternativas ao produtor e, para isto, o presente trabalho objetivou avaliar diferentes formas de manejo no controle da podridão parda a campo desde a floração até a pós-colheita.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 ETIOLOGIA E CARACTERÍSTICAS DO PATÓGENO

A podridão parda pode ser causada por três espécies de fungos do gênero *Monilinia*. Na América do Sul e do Norte encontram-se *Monilinia fructicola* (Wint) Honey e *Monilinia laxa* (Aderh. e Ruhl.) Honey, sendo a primeira espécie mencionada como a ocorrente no Brasil, e na Europa, a *Monilinia laxa* e *Monilinia fructigena* (Aderh. e Ruhl.) (BYRDE e WILLETTS, 1977a; BLEICHER, 1997).

O patógeno pertence à Classe dos Discomycetes, que são Ascomycetos com apotécio, cuja característica é a formação de esporos sexuais, os ascósporos, no interior de uma estrutura denominada asco. Os Ascomycetos constituem um grupo numeroso de fungos, com ocorrência em diversos habitats exercendo saprofitismo ou parasitismo. Este fungo produz escleródios bem desenvolvidos que determinam sua sobrevivência no inverno, estes, ao germinarem, formam apotécios onde são produzidos os ascos. Por meio desta estrutura, os ascósporos são projetados e disseminados pelo vento, constituindo-se no inóculo primário da doença nas localidades onde são produzidos (KRUGNER e BACCHI, 1995; AGRIOS, 1997).

Segundo BYRDE e WILLETTS (1977b) as condições climáticas são importantes por serem responsáveis ao desenvolvimento da fase perfeita. Ao se considerar a temperatura, os autores citaram que as temperaturas requeridas à produção dos apotécios são menores que as ótimas para o crescimento micelial e esporulação do patógeno. BYRDE e WILLETTS (1977b) indicaram que a temperatura ótima para a iniciação do apotécio e seu desenvolvimento corresponde à faixa de 15° C,

e mencionaram algumas pesquisas em que os apotécios foram produzidos, em laboratório, somente após períodos de incubação do tecido vegetal por três meses a 24° C, em seguida a 8° C por mais três meses e por fim, vários dias a 12° C. Em outro caso, a produção do estágio perfeito foi obtida após um período de incubação a 0° C por três meses. Tais autores enfatizam a necessidade do período de incubação e que a sobrevivência do apotécio ainda depende da resistência do estroma a severas condições de frio.

Outro fator que afeta diretamente a formação da fase perfeita é a umidade, por isso, deve ser citada como uma característica relevante, pois o desenvolvimento do apotécio está vinculado a frutos mumificados que se encontram no solo, não se tendo conhecimento de sua ocorrência em múmias que permaneçam nas plantas. Este fato deve ser relacionado com a dessecação do fruto na planta, comparado ao que permanece no solo, associado à reduzida habilidade da múmia absorver umidade, seja da chuva ou da atmosfera. BYRDE e WILLETTS (1977b) notaram que houve uma maior produção de apotécios em pomares onde as múmias estavam enterradas a pequenas profundidades, ou em regiões sombreadas pelas plantas e onde o solo estava compactado, o que permitiu se concluir que todos esses fatores foram relacionados à manutenção de elevados níveis de umidade no solo. Com relação à intensidade de luz houve evidências que indicaram que a luz difusa é necessária para que haja a completa diferenciação do apotécio (BYRDE e WILLETTS, 1977b).

Pesquisas recentes destacam a necessidade de um período de incubação de cinco a oito meses para a produção da fase perfeita do patógeno. Em laboratório HOLTZ et al. (1998) incubaram múmias por oito semanas a 2° C com 97% de umidade,

no escuro, em seguida, duas semanas a 15 °C com fotoperíodo de 12 horas e após um período de 11 semanas um maior número de apotécios foi produzido a temperaturas de 12 °C a 15 °C. Em pomar, os apotécios foram produzidos após cinco meses quando as múmias foram postas na superfície do solo ou enterradas a 2 – 3 cm (HOLTZ et al., 1998). Os autores também afirmaram que não foi observada produção de apotécios a partir de frutos infectados e/ou múmias nas plantas, somente por meio de múmias estromatizadas na superfície, parcialmente ou completamente enterradas em solo úmido. Além disso, o uso de herbicidas e a utilização de implementos nas linhas reduziram a produção destas estruturas, concluindo-se que o manejo do pomar pode influenciar na diminuição da produção da fase perfeita do patógeno (HOLTZ et al., 1998).

A maturidade do ascósporo e sua descarga a partir do apotécio são fases críticas para o manejo da doença. Foi constatado que a temperatura ótima para a descarga e germinação do ascósporo foi 15 – 16 °C, similar ao ideal para o desenvolvimento do apotécio. Temperaturas acima de 25 °C não afetaram a germinação dos ascósporos, mas reduziram sua descarga porque acelerou a desintegração dos apotécios (HONG e MICHAILIDES, 1998).

No Brasil não há referências quanto à ocorrência natural da fase perfeita do patógeno, o que pode ser explicado pela exigência de tais condições climáticas tão particulares. Neste caso, o patógeno é comumente encontrado a campo na sua forma imperfeita, sendo os conídios o inóculo primário da doença (BLEICHER, 1997). A epidemia da podridão parda é favorecida por umidade elevada e temperatura de 25 °C, tornando-se suficiente para a ocorrência de infecção um período de cinco horas sob

esta temperatura (BLEICHER, 1997), fato que pode ser reforçado pela pesquisa de PHILLIPS (1984) quando pôde observar em pêssegos inoculados com *M. fructicola*, e submetidos a esta temperatura, 95% de germinação dos esporos após cinco horas.

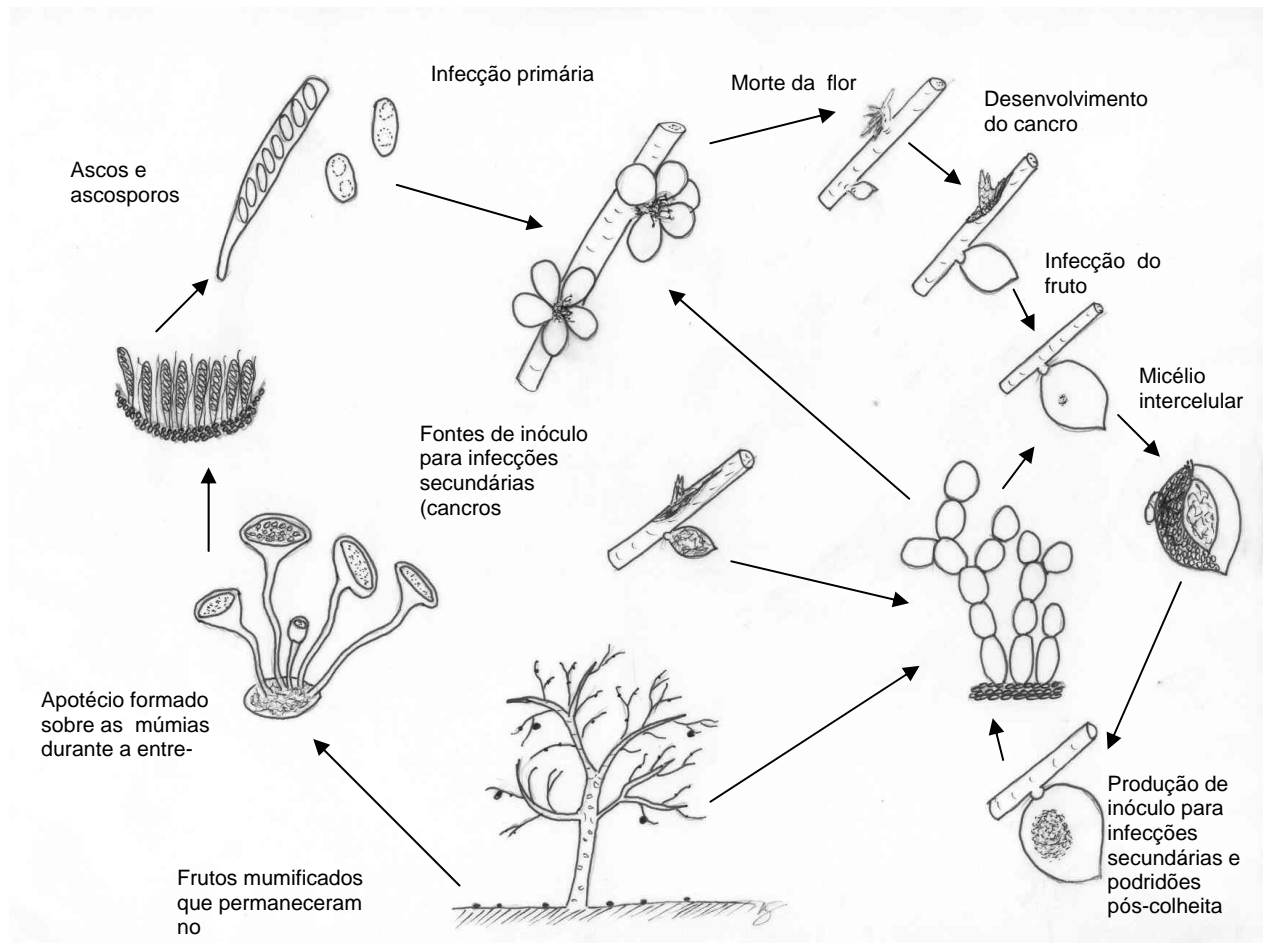
## 2.2 SINTOMATOLOGIA E CICLO DAS RELAÇÕES PATÓGENO HOSPEDEIRO

A fungo pode infectar as flores, ramos e frutos na pré e pós-colheita. Na infecção das flores pode haver necrose das anteras, ovário e pedúnculo, podendo matá-las (Figura 1A). Estas se tornam marrons, murchas, podendo exibir esporulação do fungo (Figura 1B) e permanecem fixas ao ramo por uma goma exudada (MAY-DE MIO et al., 2004a). A partir deste ponto, o fungo pode avançar, penetrar no ramo e desenvolver cancrios que podem anelá-lo causando murcha e morte da parte terminal, com intensa esporulação do fungo. Nos frutos na pré-colheita, inicialmente são observadas pequenas lesões pardas, com aspecto encharcado, que evoluem para extensas manchas marrons cobertas pela esporulação do fungo, principalmente quando estes se encontram na fase de maturação (Figura 1E). Em seguida, os frutos começam a se desidratar tornando-se mumificados, permanecendo na planta ou no solo (MOREIRA, 1999; MAY-DE MIO et al., 2004a) (Figura 2). HONG et al. (1997a) destacaram que a podridão parda na colheita e após a colheita, durante a estocagem dos frutos e transporte ao mercado, constituem as fases mais importantes em termos epidemiológicos e econômicos.

Figura 1 – Flor de pessegueiro morta após ataque de *M. fructicola* (A), esporulação do patógeno (*M. fructicola*) em flor de pessegueiro de teste para monitoramento da doença (B), flor colonizada pelo antagonista *Trichothecium roseum* (C), detecção de infecção latente em fruto imaturo de pessegueiro BR-1 (D), frutos com sintomas de podridão parda (E), múmias provenientes do campo colonizadas pelo antagonista *Trichothecium roseum* (F) (Fotos: MAY-DE MIO, L. L.; MOREIRA, L. M.).



Figura 2 – Ciclo da *Monilinia fructicola* em pessegueiro (GARRIDO, L.) (MAY-DE MIO et al., 2004a).



Os conídios do fungo são produzidos, na entressafra, pelos cancrios de ramos ou múnias que permaneceram no pomar. Desse modo, são disseminados por vento, água e insetos, atingindo partes suscetíveis da planta que estão em início de formação, sendo que no caso dos frutos, os conídios podem penetrar pela cutícula ou por ferimentos, colonizando-os de modo rápido (MOREIRA, 1999; MAY-DE MIO et al., 2004a).



Com respeito aos frutos mumificados, HONG et al. (1997a) observaram até 60,3% de esporulação entre as múmias avaliadas em pomares de nectarina irrigados e 37,6% nos sem irrigação, nas condições da Califórnia. Em outro estudo HONG et al. (1997b) constataram até 93,3% de recuperação de *M. fructicola*, plaqueando tecido de múmias em meio BDA, e 94% de esporulação em múmias coletadas de plantas de nectarina, mostrando que estas representam eficientes modos de sobrevivência do patógeno.

Os cancos de ramos podem resultar, além de flores infectadas, de pedúnculos, cicatrizes de abscisão e do contato do ramo com frutos infectados. Estes, sob condições climáticas favoráveis, exibem abundante esporulação do patógeno, tornando-se mais uma importante fonte de inóculo nos pomares. Dados obtidos por WATSON et al. (2002) puderam mostrar que entre os cancos avaliados, sujeitos a temperaturas de cinco, 11, 15 e 23 °C, houve uma frequência de esporulação de 31% após 72 horas de umidade. Foi necessário o mínimo de 12 horas de umidade para dar início à esporulação do fungo em todas as temperaturas, sendo observado que houve uma intensificação no número de cancos esporulados a 15 e 23 °C. Os autores puderam testemunhar uma grande diferença na frequência de esporulação entre as duas coletas de material para seus testes, de 31 na primeira para 6,3% na segunda. A explicação foi vinculada ao fato de que na ocasião da primeira coleta, a área não havia recebido nenhuma pulverização no ciclo anterior, enquanto a segunda, foi pulverizada com iprodione e triforine que podem ter colaborado na supressão do inóculo.

Deve-se salientar, que ainda podem ocorrer infecções latentes em frutos verdes (Figura 1D), às quais têm início pelo inóculo fornecido do ataque das flores que

apesar de doentes conseguem produzir frutos, e são exibidas durante a maturação (BLEICHER, 1997; MAY-DE MIO et al., 2004a).

Em frutos nesta fase de desenvolvimento, BYRDE e WILLETTS (1977c) concluíram que os conídios de *M. fructicola* são depositados entre os pêlos da superfície dos frutos, permanecendo dormentes até o início da maturação, quando ocorre diminuição da resistência mecânica da epiderme. Todavia essa resistência atribuída aos frutos verdes pode ser rompida por danos mecânicos ou fisiológicos, tornando-os suscetíveis ao patógeno. Alguns mecanismos foram citados por BRUTON (1994) como envolvidos na transformação de uma infecção latente em ativa, como, a presença de toxinas em frutos imaturos, os requerimentos nutricionais do patógeno serem comprometidos devido a composição dos frutos imaturos, o requerimento de energia para o fungo ser somente atendido após o amadurecimento e o potencial enzimático do fungo ser insuficiente para invadir o fruto imaturo.

São diversas as pesquisas disponíveis sobre a ocorrência de infecções latentes entre as frutas de caroço. Já na década de 60, JENKINS e REINGANUM (1965) obtiveram tais infecções em frutos imaturos de damasco, podendo constatar sintomatologia semelhante à observada em frutos maduros, NORTHOVER e CERKAUSKAS (1994) avaliaram ameixas de pomar comercial e desenvolveram um teste para auxiliar na detecção das infecções latentes, pela imersão dos frutos em soluções seqüenciais de álcool, hipoclorito e paraquat. Puderam observar que frutos verdes tratados com paraquat apresentaram um rápido desenvolvimento da podridão parda armazenados tanto na luz como no escuro, atingindo até 95% de incidência,

porém para os tratados com ethephon a incidência da doença foi maior no escuro do que na luz, com índices de 80 e 25% respectivamente. Seguindo esta linha, WITTIG et al. (1997) e Moreira (1999) avaliaram a ocorrência destas infecções em cerejas e diferentes cultivares de ameixa e pêssgo, respectivamente. MONDINO et al. (1997) monitoraram infecções latentes por *Monilinia* sp. em frutos verdes de pêssgo de pomar comercial, onde o patógeno não estava sendo controlado, verificando incidência em 49,5% dos frutos após tratamento seqüencial, em soluções de álcool, hipoclorito e etileno. O uso do paraquat também permitiu que ADASKAVEG et al. (2000) visualizassem 23% de incidência nas cerejas avaliadas em seu experimento, e EMERY et al. (2000) com pêssgos provenientes de cinco pomares, encontraram até 22% de infecção. O método que envolve o tratamento de frutos com o herbicida mostra-se eficaz, pois não afeta a infecção pelo fungo permitindo seu crescimento saprofítico sobre o tecido senescente da planta (ADASKAVEG et al., 2000).

Pesquisas relacionadas destacam que o risco que conduz os frutos à podridão, são maiores nos estágios finais, coincidentes com a fase de maturação dos frutos, que nos iniciais do ciclo da cultura. Além disso, a mesma concentração de inóculo de *M. fructicola* pode causar diferentes níveis de infecções latentes entre os diversos estágios fenológicos. Por isso, LUO e MICHAILIDES (2003) dedicaram-se ao estudo da ocorrência de tais infecções partindo da fase de plena floração até uma semana antecedente à colheita, podendo constatar que os fatores que levam à ocorrência das infecções latentes são relacionados ao estágio de desenvolvimento dos frutos, a concentração de inóculo e o microclima. Ainda relataram que estas se

expressam com mais intensidade nos seguintes estágios, na ordem, fase final da formação do caroço, final do crescimento do embrião e uma semana antes da colheita.

A detecção deste tipo de infecção permite estimar antecipadamente a incidência da doença no período que antecede a colheita, uma vez que esta constatação é também muito importante para a pós-colheita, auxiliando no estabelecimento de estratégias de controle, bem como na adoção de formas adequadas de armazenagem e comercialização dos frutos (NORTHOVER e CERKAUSKAS, 1994; MONDINO et al., 1997; LUO e MICHAILIDES, 2003).

### 2.3 CONTROLE DE *Monilinia* sp.

O controle do fungo *Monilinia* sp. compreende vários métodos, como o cultural, químico, biológico e físico, que são adotados durante o ciclo ou em pós-colheita.

O controle cultural consiste na eliminação de fontes de inóculo primário, pela prática da poda de limpeza com a eliminação de ramos doentes, restos florais e frutos mumificados. Também devem ser retiradas do pomar, as múmias caídas no solo e os restos de poda. A retirada das múmias é imprescindível em países onde ocorre a fase perfeita do patógeno, visando evitar a formação dos apotécios. Fazendo parte desse conjunto, está o tratamento de inverno, erradicante, que preconiza produtos à base de enxofre, como a calda sulfo-cálcica e cúpricos. (JENKINS e REINGANUM, 1965; BLEICHER, 1997; HOLTZ et al., 1998; MOREIRA, 1999; MAY-DE MIO et al., 2004a).

O controle químico deve iniciar na fase de floração, que é extremamente suscetível à entrada do patógeno. Segundo MAY-DE MIO et al. (2004a) os fungicidas devem ser aplicados quando as partes suscetíveis da flor são expostas e antes ou logo depois da ocorrência de períodos de molhamento e temperatura favorável à infecção. Os tratamentos devem se estender durante o ciclo, concomitante ao controle dos insetos-praga, que ocasionam ferimentos nos frutos podendo ainda atuar como vetores.

Os produtos historicamente recomendados para o controle da podridão parda na pré-colheita eram benomyl, tiofanato metílico, vinclozolin, iprodione, triforine, mancozeb, dicloran, captan, dodine (RASEIRA et al., 1990; ANDRADE, 1995; FORTES e MARTINS, 1988; MOREIRA, 1999).

Atualmente, dada a conhecida ineficiência de produtos como o benomyl, pela comprovada resistência do patógeno a este ingrediente ativo, também estão disponíveis outros fungicidas para o controle da podridão parda, como azoxystrobin e tebuconazole (MAY-DE MIO et al.; 2004a).

No período pós-colheita é importante evitar a manipulação, simultânea de frutos infectados e sadios, bem como se atentar para a higiene dos recipientes utilizados na colheita, como caixas e sacolas, pois podem auxiliar na disseminação da doença (OGAWA et al., 1995). Na pós-colheita, anteriormente também era recomendado e utilizado o tratamento químico por meio da imersão dos frutos na suspensão de fungicidas como benomyl, captan, iprodione, triforine e thiabendazole (FELICIANO e SACHS, 1984; COELHO, 1994; BLEICHER, 1997).

Porém, atualmente o mercado consumidor tem se mostrado contra este tipo de prática, pelos riscos da permanência de resíduos nos frutos e à saúde humana, por

isso diversas pesquisas são realizadas em busca de alternativas eficientes e que atendam a tais exigências.

Desse modo, podem ser encontrados muitos trabalhos que exploram o controle biológico no tratamento de frutos visando o controle de podridões na pós-colheita (SCHENA et al., 1999; ZHOU et al., 1999; MOREIRA et al., 2002; KARABULUT e BAYKAL, 2003; SCHENA et al., 2003), além de sua associação ao controle físico (KARABULUT et al., 2002).

### 2.3.1 CONTROLE QUÍMICO

O controle químico é o método mais adotado para a podridão parda do pessegueiro a campo. Vários trabalhos disponíveis mostram a utilização de diferentes ingredientes ativos na tentativa de controle da doença.

Na década de 90 surgiram muitos desses trabalhos, como o de ESTRADA et al. (1992) que testaram em pomar de pessegueiro, no México, clorothalonil sozinho e em mistura com enxofre 50%, hexaconazol, triadimenol e tetraconazol. O melhor controle foi obtido com as duas formas de utilização do clorothalonil e com o hexaconazol com 93,18; 89,2 (com enxofre) e 91,48%, respectivamente.

NOGUEIRA (1993) testou fungicidas em diferentes dosagens e estágios da cultura do pessegueiro, obtendo eficiência de controle com tebuconazole, triadimenol, clorothalonil, dodine e mancozeb. Outro ingrediente ativo muito recomendado é o iprodione, o qual foi avaliado por OSORIO et al. (1993) e comparativamente ao benomyl proporcionou maior controle da doença.

FORTES (1994) obteve controle de *M. fructicola* com aplicações de diniconazole, clorothalonil, iprodione, triadimenol, dithianon, piryfenox, iminoctadine, mancozeb, imibenconazole, canbendazin durante a pré-colheita.

Devido à importância da podridão parda na cultura do pessegueiro, MEDEIROS e MEDEIROS (1997) realizaram dois experimentos, um avaliando os ingredientes ativos procimidone, imibenconazole, iminoctadine e iprodione, verificaram que são eficazes no controle preventivo da podridão (1997a). No segundo (1997b) os melhores resultados foram com a utilização das misturas de procimidone+captan e procimidone+folpet.

O fungicida tebuconazole nas formulações pó molhável (PM) e concentrado emulsionável (CE) foram altamente eficientes no controle da podridão, não diferindo entre si e do benomyl, utilizado como padrão (DE VICENZO et al., 1997).

Para o controle da podridão parda, em nectarina, WADT et al. (1999) realizaram aplicações com tebuconazole, procimidone, iprodione, difeconazole, clorothalonil e fluazinam em diferentes doses e seqüência de ingredientes ativos, iniciando na florada até os três dias antes da colheita. Os resultados obtidos não mostraram diferença entre os tratamentos no campo, já, na pós-colheita, o tratamento 1 composto pela seqüência tebuconazole; procimidone; tebuconazole; iprodione foi o mais eficiente. Também no ano de 1999 MOREIRA testou em pré-colheita os fungicidas iminoctadine tris albesilate, myclobutanil e iprodione, sendo mais efetivo o primeiro com 95,89% de controle da podridão em pessegueiro.

Recentemente, são encontradas pesquisas que reportam a utilização de produtos não fungicidas, que apresentam o efeito de estimular o sistema de autodefesa

da planta contra os patógenos. A busca por essas novas alternativas tem ligação com a necessidade de se diminuir o número de aplicações com fungicidas, para se evitar problemas de contaminação ambiental, resíduos nos frutos e o surgimento de resistência dos patógenos aos ingredientes ativos, bem como estabelecer métodos integrados de controle de doenças.

Nesse sentido, pode ser citada a utilização de fosfitos, em diversas culturas, com o intuito de atuarem induzindo a formação de fitoalexinas. Por isso, MOREIRA (1999) utilizou, isoladamente, os fosfitos de CaB e de K em aplicações durante a pré-colheita. Nesse caso, não obteve um controle efetivo da podridão parda em pessegueiro, porém, quando o fosfito de K foi empregado como tratamento em pós-colheita, resultou em 56,8% de controle.

Em macieira a aplicação de fosfito de K e deste em mistura com o de CaB reduziram significativamente o desenvolvimento das lesões de *Phytophthora cactorum* (BONETI e KATSURAYAMA, 2002). Estes autores também verificaram que com a aplicação do fosfito de K em mistura com fungicidas difenoconazole, tebuconazole ou captan foi possível controlar efetivamente a sarna da macieira.

Na cultura da videira os fosfitos foram empregados para controle do míldio. Nessa pesquisa DALBÓ e SCHUCK (2003) tiveram êxito no controle do fungo *Plasmopara viticola* com fosfito de K. Já SÔNEGO et al. (2003) concluíram que o fosfito de K proporcionou redução da incidência e severidade do míldio e, para que haja um controle mais eficaz, este deve ser aplicado preventivamente.

Outros pesquisadores testaram diferentes fosfitos em culturas como tomateiro para controle da pinta preta (DOMINGUES et al., 2005) e requeima (GALLI et al., 2005),



em maçãs contra podridões pós-colheita (GUIMARÃES et al., 2001), laranjeiras no controle de *Phytophthora parasitica* (FEICHTENBERGER et al., 1999).

Outro produto que vem sendo testado é o acibenzolar-S-methyl visando à indução de resistência sistêmica adquirida (SAR) nas plantas, o desencadeamento de mecanismos de defesa antes do ataque do patógeno (VENÂNCIO et al., 2000). Segundo PASCHOLATI et al. (1999) o acibenzolar-S-methyl apresenta modo de ação inespecífico e não apresenta toxicidade inerente, portanto, o risco de seleção de isolados resistentes dentro de uma população de patógenos pode ser considerado muito baixo.

Da mesma forma que os fosfitos, o acibenzolar está sendo testado em diferentes culturas. Quando avaliado em macieira para induzir resistência a *Erwinia amylovora* obteve-se 50% de controle, em experimentos a campo com aplicações em intervalos iniciais de sete e depois de 14 dias, e 60% de controle sobre o mesmo patógeno com aplicações semanais (BRISSET et al., 2000; MAXSON-STEIN et al., 2002).

Em meloeiro o acibenzolar mostrou-se viável na indução de resistência à bactéria *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli* exibindo uma redução de perdas na ordem de 12 toneladas de frutos embalados com sua utilização (SALES JR. et al., 2003).

Quando SILVA et al. (2003) o testaram em tomateiro, pulverizando-o após o transplante, obtiveram proteção de até 77,78% contra *Xanthomonas vesicatoria* e 44,62% contra *Oidium lycopersici*. Para BENELLI et al. (2004) o acibenzolar tanto no tratamento de tubérculos de batata quanto na apersão das plantas respondeu quando à resistência à canela preta. A cultivar Asterix apresentou a melhor resposta nas duas

formas de tratamento, a Baronesa somente apresentou eficiência no tratamento dos tubérculos e a Monalisa teve elevada incidência da bactéria *Pectobacterium carotovorum* subsp. *atrosepticum*.

Na cultura do cacaueiro a pulverização das plântulas com o acibenzolar 15 dias antes da inoculação de *Verticillium dahliae* foi a mais promissora. Obteve-se redução de 55,4% na severidade da doença, um acréscimo de 10,5% no peso fresco e 35,7% na altura das plantas (CAVALCANTI e RESENDE, 2005). Quando o acibenzolar foi pulverizado em mudas de inhame, os resultados mostraram que a melhor época de aplicação foi também aos 15 dias antes da inoculação com o patógeno, conferindo redução na severidade de 76,15% contra *Curvularia eragrostides* (PEREZ et al., 2005).

Os resultados alcançados com este indutor de resistência têm incentivado as pesquisas a seu respeito. Nesse sentido, os pesquisadores vêm incrementando o seu uso, o que pode ser visualizado pela tentativa de utilizá-lo também em mistura com fungicidas como tebuconazole, azoxystrobin, difenoconazole, mancozeb, como ocorreu com SAMBUGARO et al. (2001) em seringueira contra o mal-das-folhas e MARTINS et al. (2002) em nectarineira contra *Monilinia fructicola*, buscando integrar os métodos de controle.

### 2.3.2 CONTROLE BIOLÓGICO

O controle biológico está sendo cada vez mais pesquisado e, devido à complexidade desta área de controle, nota-se que muitos trabalhos são realizados em pós-colheita e *in vitro* (MOREIRA, 1999; ZHOU et al., 1999; TIAN et al., 2002;

KARABULUT e BAYKAL, 2003). Os desenvolvidos a campo surgiram na década de 80 (MELGAREJO et al., 1986), e se intensificaram na década de 90 com a expectativa de tornar seu uso mais consistente e disponível às necessidades do mundo moderno (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; LARENA e MELGAREJO, 1996).

Entretanto, é notável o interesse dos pesquisadores pela implantação do controle biológico entre as estratégias de controle existentes, por razões tais como: a necessidade de reduzir o controle químico, particularmente após a colheita, atendendo, assim, a exigência do mercado consumidor que tem se mostrado avesso a sua utilização, as preocupações com a ocorrência de resistência dos patógenos aos ingredientes ativos recomendados e com a poluição ambiental.

Na década de 70 já se encontravam relatos afirmando que o sucesso deste tipo de controle é dependente de um organismo que exiba alguma forma de antagonismo ou possa competir com o patógeno e que, ao mesmo tempo, seja capaz de desenvolver-se no ambiente do patógeno (BYRDE e WILLETTS, 1977d). Diante dessa constatação, tais autores notaram a associação de *Trichoderma viride* com *Monilinia* spp., em frutos mumificados de ameixa, e verificaram que houve redução na esporulação do patógeno.

Um agente para controle biológico deve reunir características que lhe confirmem bom crescimento, estabilidade e esporulação rápida, ser um organismo membro de espécies ou gêneros conhecidos como antagonísticos, possuir características morfológicas ou fisiológicas distintas das do patógeno, para facilitar seu

reconhecimento e sobrevivência nos locais onde se encontra em diferentes condições. Estes organismos não devem ser fitopatogênicos, e devem ter propriedades que facilitem sua aplicação, na superfície das plantas ou solo, além de rápido estabelecimento. Ainda, devem ser facilmente cultivados em meios disponíveis, de modo que grandes quantidades de inóculo possam ser facilmente preparadas, a baixo custo (BETTIOL, 1991).

Estudiosos dessa área costumam mencionar, separadamente, características inerentes a um antagonista ideal para a pós e pré-colheita. No primeiro caso, é viável que este seja geneticamente estável, efetivo a baixas concentrações, não seja exigente em requerimentos nutricionais, seja hábil para sobreviver em condições ambientais adversas, efetivo contra uma ampla gama de fitopatógenos, possa ser formulado com longa vida útil, não produza metabólitos nocivos à saúde humana, apresente resistência aos produtos químicos utilizados (WISNIEWSKI e WILSON, 1992). No que diz respeito à aplicação em pré-colheita, IPPOLITO e NIGRO (2000) enfatizam a importância da resistência do antagonista ao estresse do ambiente, pois os riscos são maiores comparados a um ambiente de estocagem de frutos, por exemplo. A capacidade de adesão do antagonista na superfície do hospedeiro é uma característica importante, pois implica no sucesso da aplicação na pré-colheita, uma vez que pode contribuir para uma melhor colonização e impedir que o microrganismo se desaloje por interferência do vento ou chuva.

Os microrganismos comumente utilizados para as pesquisas com controle biológico são bactérias e fungos, os quais são citados, em sua maioria, como sendo

isolados das superfícies das diversas partes das plantas (Figura 1C) e outros poucos como endofíticos. Em função da numerosa flora antagonista, uma maneira de selecioná-los, primeiramente, seria por meio de testes *in vitro* e pós-colheita. No caso da podridão parda, as pesquisas ligadas a essa área de controle reúnem diversas informações com respeito à pós-colheita, pois os prejuízos nesta fase costumam ser grandiosos. Em uma destas investigações SMILANICK et al. (1993) verificaram que *Pseudomonas cepacia* reduziu o tamanho da lesão de *M. fructicola* quando nectarinas foram imersas em sua suspensão de duas até seis horas após a inoculação com o patógeno. Ainda observaram que as unidades de colônias de *P. cepacia* e de *P. corrugata* aumentaram rapidamente na região ferida o que não ocorreu após a aplicação na superfície de frutos intactos.

Quando os isolados MA-4 e NSA-6 da espécie *P. syringae* foram co-inoculados por ZHOU et al. (1999) com o patógeno observou-se 5% de podridão parda em pêssegos, e quando o tratamento foi por imersão dos frutos, estes apresentaram 9% (MA-4) e 12% (NSA-6) de doença. Além dessas bactérias, a imersão prévia de frutos na suspensão da bactéria *Pantoea agglomerans* (isolado EPS125) e posterior inoculação com *M. laxa* resultou em 27,3% de podridão em damascos e 13,3% em pêssegos (BONATERRA et al., 2003).

A utilização de leveduras está entre as opções na tentativa de controle de fitopatógenos como *Botrytis cinerea*, *Penicillium expansum* e *M. fructicola*, sendo que dos sete isolados testados por KARABULUT e BAYKAL (2003) destacou-se a levedura *Kloeckera apiculata* (DR52). Apesar dos resultados indicarem que houve, no geral, uma

menor eficiência dos isolados sobre *M. fructicola*, atribuiu-se este fato à maior agressividade da *Monilinia* em pêssegos e nectarinas comparado aos outros patógenos. Entretanto, a levedura *Rhodotorula* sp. utilizada por HONG et al. (1998) suprimiu completamente a podridão parda em pêssegos e em ameixas proporcionou 41% de controle, enquanto *Candida* spp. apresentou 59% de redução da infecção por *M. fructicola* em nectarina (KARABULUT, et al., 2002).

Diversos gêneros de fungos filamentosos são encontrados entre as pesquisas de controle biológico. Um exemplo seria o *Epicoccum nigrum*, produtor do flavipin, que proporcionou alterações na colônia de *M. laxa* como o aparecimento de hifas espiraladas, dilatações, deformações, ramificações curtas e freqüentes. Além disso, as hifas, tubos germinativos e esporos do patógeno mostraram intensa vacuolização, desorganização e coagulação (MADRIGAL e MELGAREJO, 1995). Outro microrganismo foi *Penicillium rugulosum* que também interferiu no crescimento deste patógeno gerando o aparecimento de colorações escuras sobre a colônia, destruição de hifas e alterações na esporulação (LEITES et al., 1997).

As múmias produzidas pelo fungo *Monilinia* spp. podem tornar-se hospedeiras de microrganismos com potencial de serem estudados para uso em controle biológico (Figura 1F), pois HONG et al. (1996) obtiveram 32 isolados fúngicos por meio de pêssegos, nectarinas e ameixas mumificadas. Os quatro isolados de *Trichoderma* spp., três de *Trichothecium roseum*, três de *Penicillium* spp. e um de *Epicoccum nigrum* foram supressivos a *M. fructicola* reduzindo em 53% o crescimento radial do patógeno, tornando-se candidatos a testes de controle *in vivo* da podridão

parda. Porém, podem ocorrer casos onde o controle se torna inviável pela atuação do antagonista no hospedeiro. Quando HONG e MICHAILIDES (1997) testaram *Trichothecium roseum* em pêssegos, nectarinas e ameixas, frutos sãos e feridos exibiram esporulação do antagonista em sua superfície, mostrando-se patogênico a tais espécies. As avaliações feitas em múmias enfatizaram que estas podem ter seu destaque na pesquisa do controle biológico, quando HONG et al. (2000) confirmaram a diversidade de microrganismos presentes em seus tecidos, como *Alternaria*, *Aspergillus*, *Aureobasidium*, *Botrytis*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Giberella*, *Mucor*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Trichoderma*, levedura, além do patógeno *Monilinia*, auxiliando na obtenção dos antagonistas (HONG et al, 2000).

Os fungos antagonistas são uma opção para o uso em frutos após a colheita, podendo proporcionar bons níveis de controle, como os três isolados de *Trichoderma* (dois *T. atroviride* e um *T. viride*) avaliados por HONG et al. (1998) que atrasaram o desenvolvimento da podridão parda e reduziram em 98 e 100% a incidência da doença sobre pêssego e ameixa, respectivamente. O antagonista *Aureobasidium pullulans* (isolado 547) que controlou 80% da podridão parda em cerejas (SCHENA et al., 2003). Desse modo, concluiu-se que estes gêneros possuem um grande potencial de controle da podridão parda em fruteiras de caroço.

As pesquisas com controle biológico tendem a se aperfeiçoar e vêm sendo executadas além dos ambientes controlados de laboratório e casas-de-vegetação, buscando-se atingir resultados concretos para que a técnica seja efetivamente consolidada. Nesse sentido, os pesquisadores utilizam antagonistas a campo,

experimentando formas de aplicação de maneira a viabilizar essa técnica. Um exemplo é o trabalho de CAL et al. (1990) que utilizaram *Penicillium frequentans* sozinho (como conídios; conídio+micélio; discos de micélio), em preparações com nutrientes, como farelo de trigo, em ramos de pessegueiro para controlar *M. laxa*. Constataram que as formas de utilização do antagonista como discos de micélio, em preparações com nutrientes e conídio+micélio+nutriente diminuíram a colonização dos ramos pelo patógeno. Seguindo esta linha, o fungo *E. nigrum* foi usado também como esporo, micélio, além de três preparações de diferentes nutrientes (extrato de malte e levedura, vitamina C, KNO<sub>3</sub>, lactose). Foi observado que o antagonista reduziu, mas não uniformemente, a podridão parda a campo durante os quatro anos de experimento, o que foi atribuído às condições climática vigentes, pois todos os tratamentos foram menos efetivos nos anos em que a umidade relativa foi menor, podendo ter influenciado o desenvolvimento do antagonista e conseqüentemente a supressão da doença (MADRIGAL et al., 1994).

As descobertas obtidas com antagonistas instigam a busca e novas avaliações com outros organismos, por isso, os ramos de pessegueiro foram submetidos a *P. purpurogenum* por meio do tratamento composto por conídio+micélio+nutrientes (extratos de malte e levedura) que reduziu o comprimento da lesão em 90% e a extensão da colonização por *M. laxa* em 80% (LARENA e MELGAREJO, 1996). As pesquisas a campo também são executadas em outras espécies de fruteiras de caroço, como a cereja, aplicando-se suspensões de *A. pullulans*, *E. purpurascens* e *Gliocladium roseum* visando evitar o estabelecimento de



infecções de *M. fructicola* em flores. O antagonista mais efetivo foi *A. pullulans* e *E. purpurascens* com 47 e 45 % de redução da incidência, respectivamente, enquanto a aplicação de *G. roseum* não foi promissora WITTIG et al. (1997). *A. pullulans* (isolado 547) também foi objeto de estudo de SCHENA et al. (2003) em cerejeiras, que por meio de sua aplicação em pré-colheita obtiveram níveis de redução da podridão de 47%. Foi observado que o antagonista sobreviveu nas condições de campo, apresentou aumento da população durante a estocagem dos frutos a baixas temperaturas e foi capaz de penetrar nos frutos quando aplicado durante a floração demonstrando sua habilidade de viver interna e externamente a estes.

Resultados promissores como os apresentados nas diversas pesquisas com controle biológico têm impulsionado novas tentativas em diversos países. Recentemente LARENA et al. (2005) testaram *E. nigrum* em aplicações na floração e pré-colheita em pomares de pessegueiro, obtendo controle de 42% com o antagonista na Espanha, 12 a 39% na Itália e 4 a 17% na França. Segundo os autores, entre as espécies do patógeno isoladas e identificadas nos pomares experimentais prevaleceu a *M. laxa* (85-90%) e *M. fructigena* (10-15%) obtidas na Espanha e Itália, porém na França foi encontrada a *M. fructicola*, que é considerado um microrganismo quarentenário na Europa e que segundo BYRDE e WILLETTS (1977a), é uma espécie mais virulenta que as anteriores, podendo explicar a causa do pior nível de controle obtido na França.

Como utilização do controle biológico está se ampliando, torna-se necessário agregar à pesquisa o estudo do modo de ação do microrganismo. A descoberta do

modo de ação é importante para proporcionar mais segurança nos processos de aplicação dos antagonistas e fornecer uma seleção mais efetiva de novos microrganismos (WILSON e WISNIEWSKI, 1989). São destacados como modos de ação, além da produção de antibióticos, competição por nutrientes e espaço, produção de enzimas de lise e parasitismo, indução de resistência (WILSON e WISNIEWSKI, 1989; JANISIEWICZ e KORSTEN, 2002; BONATERRA et al., 2003). Além desses, MERCIER e JIMÉNEZ (2004) avaliaram o fungo *Muscodor albus* pela sua ação de liberar substâncias voláteis. Surpreendentemente, houve 100% de controle da podridão parda em todos os períodos de exposição dos pêssegos ao fungo (24, 48 e 72 horas; cinco dias), ainda, os frutos não desenvolveram infecção até o final das avaliações (10 dias) e não foi visualizada nenhuma desordem sobre estes. MERCIER e JIMÉNEZ (2004) ressaltaram seu interesse pelo antagonista, pelo fato de não ter havido contato direto com os frutos, diferenciando-o dos outros agentes os quais colonizam ferimentos ou outros locais suscetíveis para serem efetivos (JANISIEWICZ e KORSTEN, 2002).

Portanto, o conhecimento do mecanismo de ação envolvido no processo de biocontrole permite o estabelecimento de condições ótimas para a interação entre patógeno e antagonista e é importante para implementar o controle num dado patossistema (BONATERRA et al., 2003).

### 3 SELEÇÃO DE FUNGOS ANTAGONISTAS E EFEITO DE PRODUTOS QUÍMICOS NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA EM POMAR DE PESSEGUEIRO

#### RESUMO

Para verificar a eficiência de controladores biológicos e produtos químicos para controle da podridão parda foi conduzido um experimento a campo na safra de 2002 no município da Lapa-PR, com a cultivar BR-1, envolvendo nove tratamentos e quatro repetições, utilizando seis ramos marcados em parcelas de três plantas. O objetivo do experimento foi fazer uma seleção de tratamentos com controle biológico comparando-o com químicos em sistemas de manejo utilizados na região. Como tratamentos foram utilizados quatro antagonistas previamente selecionados em trabalho de pós-colheita, isolados F1, F2, F4 (*Trichothecium roseum*), isolado F9 (*Penicillium* sp) (em 16 aplicações), sistema de Produção Integrada de Pêssegos (PIP) (nove aplicações), fosfitos de Ca e K + captan (11 aplicações), alternância de fungicidas (oito aplicações), tratamento convencional da propriedade (PC) (nove aplicações) pulverizados desde a floração até a colheita, sendo a testemunha sem pulverização. Para avaliação foi contado o número de frutos por ramo marcado após o raleio e no início da colheita. Para os frutos colhidos nos ramos foi determinada a incidência da doença na colheita e aos 3 e 5 dias em pós-colheita. O PIP, fosfito+captan, e isolado F4 reduziram 95,5; 63,6 e 68,2%, respectivamente a doença em relação à testemunha que apresentou 44% dos frutos colhidos com podridão parda aos cinco dias. Os tratamentos com os isolados de *T. roseum* (F1 e F4) reduziram em 60% a doença, não diferindo do padrão (PC) utilizado pelo produtor e do PIP. O tratamento com a alternância de fungicidas foi o melhor não sendo observados frutos com a doença, entretanto apresentou uma redução do número de frutos entre o raleio e a colheita de 76,5% contra 50% em média dos demais tratamentos indicando um provável efeito fitotóxico.

Palavras-chave: Pessequeiro; *Monilinia fructicola*; Controle biológico; Antagonista; Pré-colheita; Fosfitos; *Trichothecium roseum*; *Penicillium* spp.

## ABSTRACT

### ANTAGONISTIC FUNGUS SELECTION AND EFFECT OF CHEMICAL PRODUCTS IN CONTROL OF BROWN ROT IN PEACH ORCHARDS

The efficiency of biological controllers and chemical products in the control of brown rot was investigated in a field experiment in the 2002 growing season in the municipality of Lapa-PR, with the BR1 cultivar, involving nine treatments and four replications, using six marked branches in plots of three plants. The objective of the experiment was to select treatments with biological control by comparing them with chemical treatments in management systems used in the region. The treatments were four antagonistics previously selected in a post harvest study, the F1, F2, F4 isolates (*Trichothecium roseum*), F9 isolate (*Penicillium* sp) (in 16 applications), Integrated Peach Production (PIP) (nine applications) Ca and K phosphites + captan (11 applications), fungicide alternation (eight applications), conventional farm treatment (PC) (nine applications), sprayed from flowering to harvest, and a control without spraying. For assessment, the number of fruits per marked branch was counted after thinning and at the start of harvest. The disease incidence was determined for the fruit selected on the branches at harvest and at 3 and 5 days post harvest. The Integrated Peach Production (PIP), Ca and K phosphites + captan and F4 (*T. roseum*) isolates reduced 95,5; 63,6 and 68,2%, respectively, the disease compared with the control that presented 44% of the fruits harvested with brown rot at 5 days. The treatments with the F1 and F4 (*T. roseum*) isolates reduced the disease by 60%, and were not different from the standard (PC) used by the producer and the PIP. The treatments with fungicide alternation was the best and no fruits were observed with the disease, but it presented a 76,5% reduction in the number of fruits between thinning and harvest compared with 50% on average of the other treatments, indicating a probable phytotoxic effect.

Key words: Peach; *Monilinia fructicola*; Biological control; Antagonistic; Preharvest; Phosphite; *Trichothecium roseum*; *Penicillium* spp.

### 3.1 INTRODUÇÃO

A podridão parda do pessegueiro causada pelo fungo *Monilinia fructicola* (Wint) Honey é a principal doença desta cultura. A infecção tem início com colonização das flores podendo progredir para os ramos, originando cancrios, os quais podem fornecer inóculo para que ocorram infecções latentes em frutos imaturos e podridão nos pêssegos maduros. A partir de tais infecções ou após a ocorrência de danos causados nos frutos por insetos ou granizo, a podridão parda pode manifestar-se exibindo lesões nos períodos de pré-colheita, colheita e pós-colheita (HONG et al., 1998; LARENA et al., 2005).

Algumas práticas auxiliam no controle da doença, como a poda de ramos doentes e a eliminação de frutos mumificados remanescentes, visando reduzir o inóculo no período de amadurecimento dos frutos, no entanto o controle da epidemia desde a floração é essencial para a produção de frutos sadios (MAY-DE MIO et al., 2004a).

O uso de fungicidas é o método de controle mais adotado na região produtora da Lapa MAY-DE MIO et al. (2004b) sendo que atualmente os produtores têm utilizado diferentes sistemas de manejo da cultura o que envolve tratamentos diferenciados para esta doença. Dentre os sistemas utilizados na região estão o PIP (Produção Integrada de Pêssegos), cuja implementação iniciou no Paraná em 2002 (DOLINSKI et al., 2005) e o chamado convencional que é o utilizado pelos produtores conforme recomendação da EMATER-PR. Entretanto, é necessário otimizar o manejo da podridão parda para restringir o uso de fungicidas, principalmente próximo e após a colheita dos frutos com a

finalidade de reduzir resíduos, os riscos com a poluição ambiental, e prevenir a resistência do patógeno aos fungicidas (IPPOLITO e NIGRO, 2000).

A utilização de microrganismos que ocorrem naturalmente na superfície das plantas e apresentam antagonismo a *Monilinia* spp., tem sido proposta. No controle de espécies de *Monilinia* já foram selecionadas algumas espécies tais como *Penicillium frequentans*, *Epicoccum nigrum*, *Trichothecium roseum*, *Aureobasidium pullulans*, *E. purpurascens*, *Gliocladium roseum*, (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; HONG e MICHAILIDES, 1997; WITTIG et al., 1997).

A maioria das pesquisas reporta o uso do controle biológico em pós-colheita (ZHOU et al., 1999; BONATERRA et al., 2003; SCHENA et al., 2003), pois, acredita-se que em ambientes onde as condições são controladas, os agentes sejam mais facilmente aplicados (IPPOLITO e NIGRO, 2000). Porém, há também relatos do emprego de antagonistas durante a pré-colheita na tentativa de desenvolver um método alternativo ao químico para o controle da podridão. São citados como exemplos, pulverizações com *P. frequentans* e *E. nigrum* em pessegueiro e *A. pullulans* e *E. purpurascens* em cerejeira (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; WITTIG et al., 1997). No Brasil as pesquisas são escassas nesta linha sendo relatado na literatura nacional o uso de controle biológico apenas em pós-colheita (MOREIRA et al., 2002). Outra abordagem, que não tem sido considerada, é o controle da podridão parda pela comparação de antagonistas a outros produtos, como fosfitos e fungicidas.

Neste contexto o trabalho objetivou selecionar, a campo, antagonistas efetivos a *M. fructicola*, bem como avaliar efeito o de fosfitos e fungicidas em diferentes propostas de manejo no controle da podridão parda do pessegueiro.

## 3.2 MATERIAL E MÉTODOS

### 3.2.1 Origem dos isolados dos antagonistas

Os isolados dos antagonistas foram obtidos em 1997 por MOREIRA (1999), por meio de frutos infectados e/ou mumificados de pessegueiro (*Prunus persicae*) e ameixeira (*Prunus salicina*), provenientes de pomares comerciais do município da Lapa – PR (Tabela 1). Estes se encontram na coleção do Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal do Paraná, codificados em F1, F2, F4 (*Trichothecium roseum*) e F9 (*Penicillium* sp.).

Tabela 1 – Isolados dos fungos antagonistas a podridão parda do pessegueiro obtidos no ciclo 1997 na fazenda Seiva, no município da Lapa-PR e selecionados por testes *in vitro* (MOREIRA, 1999).

Isolado*	Parte da planta	Cultivar
F1	Ameixa (fruto)	H.P. (Harry Pickstone)
F2	Pêssego (fruto)	BR-1
F4	Pêssego (fruto)	Chimarrita
F9	Pêssego (fruto)	Ouro

\*F1, F2, F4 (*Trichothecium roseum*), F9 (*Penicillium* sp.).

### 3.2.2 Controle da podridão parda no pomar

O experimento foi conduzido na fazenda Alvorada, no município da Lapa-PR com a cultivar de pessegueiro BR-1, em plantas com três anos de idade, espaçadas em 6 metros nas entrelinhas e 1,5 metro entre plantas, em sistema de condução em “Y”. O delineamento foi em blocos casualizados com quatro repetições e nove tratamentos. Cada parcela foi composta por três plantas (27 plantas/bloco), as quais tiveram dois

ramos marcados representando o mesmo tratamento (um em cada lateral, no sentido das entrelinhas). Os tratamentos foram: **T1** = F1; **T2** = F2; **T3** = F4 (isolados de *Trichothecium roseum*); **T4** = F9 (*Penicillium* sp.); **T5** = tratamentos preconizados pela de Produção Integrada de Pêssegos-PR (PIP); **T6** = captan + fosfito Ca e captan + fosfito K; **T7** = alternância de fungicidas; **T8** = testemunha; **T9** = tratamento convencional, adotado pelo produtor (PC). Os tratamentos efetuados iniciaram na floração (4/9/2002) e se estenderam até o início da colheita (18/12/2002), e estão apresentados na Tabela 2. Os tratamentos com os antagonistas foram pulverizados em intervalo semanal (16 aplicações) por meio de pulverizadores manuais com capacidade para 500 mL.



Tabela 2 – Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2002/03.

Controle	Tratamento <sup>1</sup>	Número de Aplicações	Descrição
Testemunha	T8 (NT)	0	não tratado
Biológico	T1 (CB)	16	F1 ( <i>Trichothecium roseum</i> 10 <sup>6</sup> esporos/mL) – aplicação semanal
	T2 (CB)	16	F2 ( <i>T.roseum</i> 10 <sup>6</sup> esporos/mL) - aplicação semanal
	T3 (CB)	16	F4 ( <i>T. roseum</i> 10 <sup>6</sup> esporos/mL) – aplicação semanal
	T4 (CB)	16	F9 ( <i>Penicillium</i> sp 10 <sup>7</sup> esporos/mL) - aplicação semanal
Químico: PIP-PR*	T5 (CQ) (PI)	9	captan, iprodione, azoxystrobin, mancozeb, captan + fosfito K, captan captan + fosfito K, captan, tebuconazole
	T6 (CQ)	11	captan + fosfito Ca (X*** 3 - aplicação semanal) captan + fosfito K (X 8 - a cada 10 dias)
Fungicidas	T7 (CQ)	8	iprodione, azoxystrobin, procimidone, tebuconazole, iprodione, azoxystrobin, procimidone, tebuconazole
PC**	T9 (CQ)	9	captan, iprodione, iprodione, captan, mancozeb, captan, captan, mancozeb, iprodione

<sup>1</sup>Tratamentos: NT (não tratado); CB (controle biológico); CQ (controle químico); PI (produção integrada).

\*PIP-PR: Recomendação da Produção Integrada de Pêssegos do Paraná. \*\*PC: Produção Convencional executada na propriedade. \*\*\*X: número de aplicações.

Os inseticidas e a adubação foram efetuados pelo produtor, conforme as normas da Produção Integrada de Pêssego do Paraná.

A produção de propágulos dos microrganismos foi feita em placas de Petri com meio de cultura BDA colonizado pelos fungos (10 placas/antagonista). Para o preparo das suspensões foi adicionada água às culturas e as estruturas foram suspensas com auxílio de pincel, sendo a seguir filtradas em tecido de algodão e adicionado a elas 0,5 mL de espalhante adesivo (AG-BEM – 50 mL/100 L). Os

tratamentos com fungicidas e fosfitos foram aplicados com pulverizador costal (Jacto, bico cônico) de 16 L seguindo as doses recomendadas para cada ingrediente ativo e adequando-as para um volume de calda de 10 L. Tomou-se o cuidado de cobrir os ramos marcados com sacos plásticos para evitar que fossem atingidos pelos produtos utilizados no programa de controle realizado pela propriedade, sendo estabelecido que o produtor só poderia utilizar produtos de contato durante a execução do experimento.

Para avaliação do experimento foi determinado o número de frutos por ramo marcado após o raleio e no início da colheita, visando determinar queda de frutos no período de avaliação. Nos frutos obtidos na colheita de cada ramo foi determinada a frequência de frutos com sintomas de podridão parda. Os frutos sadios foram acondicionados em bandejas separadoras de frutas e mantidos em temperatura ambiente por cinco dias. No terceiro e quinto dias após a colheita foi determinada a proporção de frutos com incidência da doença.

Os dados de incidência da doença nos diferentes tratamentos foram transformados em proporção de doença considerando a relação entre frutos totais e frutos doentes. A análise estatística foi executada com programa SASM-Agri versão 8.0 (CANTERI et al., 2001), utilizando-se ANOVA e o teste de Duncan a 5% de significância para comparação de médias e a transformação arcsen raiz x.

### 3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados de número de frutos em ramos marcados, logo após o raleio, número de frutos totais avaliados por tratamentos e o número de frutos totais com incidência de podridão parda na colheita e na pós-colheita estão sumarizados na Tabela 3.

Tabela 3 – Número total de frutos após o raleio, colhidos e incidência (número de frutos com podridão parda) na colheita, aos três e cinco dias de pós-colheita em cada tratamento. Lapa-PR, 2002.

Tratamentos <sup>1</sup>	N. frutos no raleio <sup>2</sup>	N. frutos colhidos <sup>2</sup>	Incidência <sup>2</sup>		
			colheita	3 dias	5 dias
F1	147	58	2	7	4
F2	119	54	4	4	7
F4	119	59	0	5	5
F9	117	57	1	16	1
PIP	113	59	0	1	0
Captan+fosfito	109	51	0	5	3
Fungicidas	115	27	0	0	0
PC	159	76	0	4	8
Testemunha	161	63	0	7	25

<sup>1</sup>F1, F2, F4 (*T. roseum*); F9 (*Penicillium* sp.); PIP (Recomendações da Produção Integrada Pêssegos do Paraná); Sequência: captan+fosfito de Ca e captan+fosfito de K; Alternância de fungicidas sistêmicos; PC (tratamento convencional adotado pelo produtor).

<sup>2</sup>Dados apresentados considerando-se as quatro repetições do experimento.

Observando-se a diferença entre o número de frutos nos ramos após o raleio contra o número de frutos colhidos, nota-se que houve uma perda em torno de 50% na maioria dos tratamentos que pode ter sido queda natural e em decorrência do manuseio dos sacos plásticos (11 retiradas) utilizados para cobrir os ramos nas pulverizações, as quais eram realizadas pelo produtor (fungicidas de contato). No

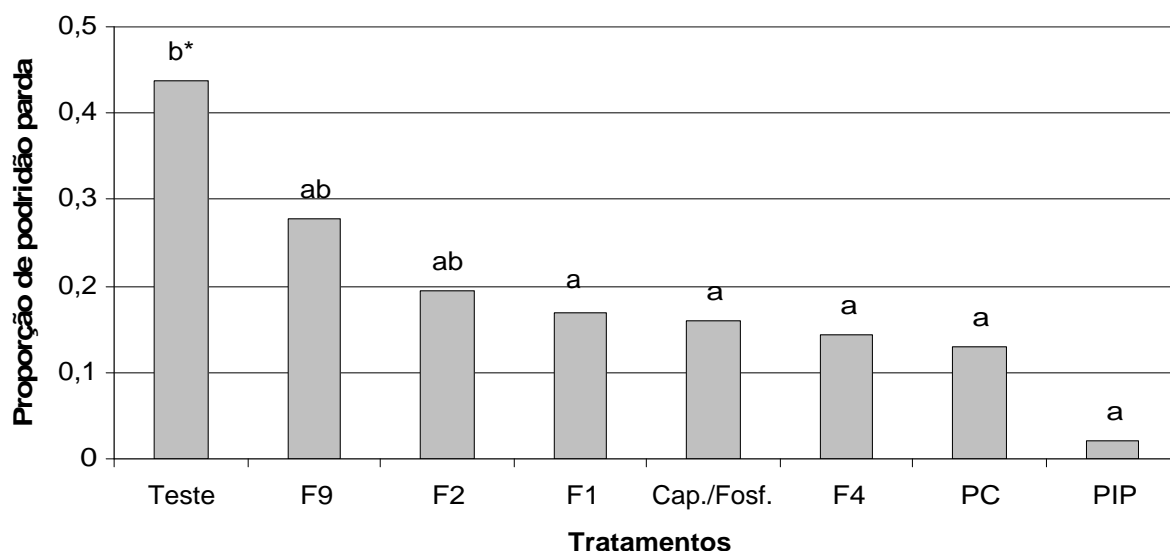
tratamento com fungicidas houve indício de efeito fitotóxico dos tratamentos, razão que justificou a eliminação dos dados na análise geral do experimento. Os dados da Tabela 3 são originados das quatro repetições do experimento.

Neste experimento os tratamentos foram iniciados na floração, porém não houve avaliação nesta fase. Entretanto, foi evidenciada a importância das aplicações pela incidência de podridão parda na testemunha durante a pós-colheita, aos três e cinco dias, de 11 e 39% respectivamente, considerando os dados das quatro repetições (Tabela3).

A incidência da podridão parda na colheita foi baixa nos tratamentos. Somente foram encontrados frutos com sintomas em ramos pulverizados com os isolados F1, F2 e F9 (Tabela 3).

Os tratamentos PIP, PC, captan mais fosfito, e os isolados F4 e F1, ambos isolados de *T. roseum*, foram significativamente diferentes da testemunha pelo teste de Duncan a 5% (Figura 1). Entre os antagonistas utilizados destacaram-se F4 e F1 com 14 e 17% de incidência da podridão parda, respectivamente, enquanto a testemunha apresentou 44% dos frutos sintomáticos no final das avaliações, considerando os dados de três repetições (Figura 1).

Figura 1 – Proporção de podridão parda total, no período pós-colheita, em frutos de pessegueiro BR-1 tratados em pré-colheita com antagonistas e produtos químicos.



Tratamentos: F1, F2, F4 (*T. roseum*); F9 (*Penicillium* sp.); PIP (Recomendações da Produção Integrada de Pêssegos do Paraná); Sequência: captan+fosfito de Ca e captan+fosfito K; Alternância de fungicidas sistêmicos; PC (tratamento convencional adotado pelo produtor).

\*Dados originais. As médias seguidas verticalmente pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Duncan a 5% de significância. Para efeito de análise estatística os dados referentes à podridão parda foram transformados em arcsen raiz x. (Coeficiente de variação=48,81%).

Estes resultados permitiram a seleção dos antagonistas de melhor desempenho, e que deverão ser avaliados em aplicações na planta inteira. No campo os antagonistas podem sofrer interferências diretas do meio tais como radiação UV, dessecação, rápidas mudanças climáticas e até à baixa disponibilidade de nutrientes, além da ação de produtos químicos comumente aplicados nos pomares (LEIBINGER et al., 1997; IPPOLITO e NIGRO, 2000).

A utilização dos fosfitos em seqüência e misturados a um fungicida de contato proporcionou um efetivo controle da podridão, exibindo 16% de incidência, não diferindo do controle químico e dos isolados F1 e F4 (Figura 1). O uso dos fosfitos tem despertado interesse nas pesquisas, pois se apresentam como uma alternativa aos fungicidas contribuindo para que seja evitada a resistência. Com eles busca-se uma atuação quanto à indução de substâncias de autodefesa, as fitoalexinas, sendo empregados para o controle de doenças em pessegueiro contra *M. fructicola* (MOREIRA, 1999), macieira contra *Phytophthora* spp. *Venturia inaequalis*, *Colletotrichum* spp. (BONETI e KATSURAYAMA, 2002), videira contra *Plasmopara viticola* (DALBÓ e SCHUCK, 2003; SÔNEGO et al., 2003), tomateiro contra *Alternaria solani* (DOMINGUES et al., 2005). A utilização dos fosfitos juntamente com antagonistas e o seu efeito nestes microorganismos não tem sido estudada, entretanto, pode ser um caminho viável para propostas de manejo integrado se os fosfitos tiverem efeito no patógeno e não no antagonista.

O manejo de fungicidas utilizado na propriedade (PC), resultou em 13% de frutos com podridão sendo comparável ao resultado obtido com os isolados F1 e F4 (Figura 1), que tiveram um percentual próximo, o que é um desempenho promissor a controladores biológicos utilizados nestas condições.

O tratamento recomendado pela produção Integrada de Pêssego (PIP) (captan, iprodione, azoxystrobin, mancozeb, captan + fosfito K, captan, captan + fosfito K, captan e tebuconazole) foi eficaz no experimento, com ocorrência de 2% de doença, apenas em pós-colheita. Tal resultado dá suporte ao trabalho realizado pela equipe técnica do Paraná na Implementação da Produção Integrada de Pêssego comprovando

a viabilidade do manejo de fungicidas proposto para safra 2002, o qual diferiu do PC pela substituição do captan e iprodione na floração, por iprodione e azoxystrobin, pelo uso de fosfito associado ao captan durante o crescimento de frutos contra captan sozinho e mancozeb no PC e, pela aplicação de tebuconazole na pré-colheita, enquanto no PC foram usados captan e iprodione. Desse modo, nota-se que o emprego de ingredientes ativos diversificados e a introdução de captan+fosfito K no tratamento PI possibilitou melhor controle. O uso de tebuconazole em pomar de pessegueiro e cerejeira e, iprodione em nectarineira e em pessegueiro já foram relatados como eficientes no controle desta doença em outros trabalhos (MEDEIROS e MEDEIROS, 1997a; DE VICENZO et al., 1997; WADT et al., 1999; SCHENA et al., 2003).

Experimentos utilizando a mesma proposta de metodologia deste trabalho, envolvendo aplicação de antagonistas a campo, em ramos marcados de pessegueiro, foram realizados na Espanha (MELGAREJO et al., 1986; DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; LARENA e MELGAREJO, 1996) e nos Estados Unidos, onde para a aplicação dos antagonistas em cerejeiras foi utilizada a metade da planta representando cada tratamento (WITTIG et al., 1997). Com exceção do ensaio de MELGAREJO et al. (1986) cuja inoculação foi por meio da introdução de pedaços de meio BDA contendo micélio+conídios dos antagonistas em incisão no ramo, nos restantes os fungos foram aplicados por meio de pulverizações conforme as realizadas neste trabalho. Entre os microrganismos testados encontravam-se *Aspergillus flavus*, *E. nigrum*, *P. frequentans*, *P. purporogenum* em pessegueiro, e *A. pullulans*, *E. purpurascens* em cerejeira. As concentrações alcançadas com as suspensões foram

para *P. frequentans*  $10^9$  conídios/mL (DE CAL et al., 1990); *E. nigrum*  $10^6$  conídios/mL (MADRIGAL et al., 1994), *P. purporogenum*  $10^6$  conídios/mL (LARENA e MELGAREJO, 1996), *E. purpurascens*  $10^5$  e *A. pullulans*  $10^6$  conídios/mL (WITTIG et al., 1997), não havendo muita distinção às obtidas com os isolados de pulverizados neste experimento,  $10^6$  e  $10^7$  conídios/mL.

Nos experimentos citados com pessegueiros, foi adotada a adição de nutrientes nas suspensões, em alguns tratamentos. Tais nutrientes foram extratos de malte, de levedura, vitamina C, lactose,  $\text{KNO}_3$  e em alguns casos notou-se uma redução na colonização dos ramos pelo patógeno e diminuição na extensão das lesões (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; LARENA e MELGAREJO, 1996). A adição de nutrientes semelhantes poderia ser avaliada futuramente para verificar se com os antagonistas avaliados haveria alguma interferência no sentido de melhorar o seu desempenho a campo.

A aplicação de um antagonista, na fase pré-colheita, implica num tempo maior para este interagir com o patógeno, sendo que esta interação pode contribuir para a redução do inóculo na colheita. O antagonista estando numa elevada densidade populacional pode permanecer efetivo pelo período pós-colheita, enquanto os fungicidas gradualmente perdem sua efetividade nesta fase. Na verdade, ambas as fases de aplicação são importantes, pois na pré-colheita este tem a chance de colonizar antecipadamente os tecidos suscetíveis, os ferimentos gerados no momento da colheita ou transporte, além de auxiliar na redução das infecções latentes oriundas da floração. Na pós-colheita seria um complemento aos tratamentos da fase anterior,



uma vez que o uso de fungicidas tem sido restringido nesta etapa (WILSON e WISNIEWSKI, 1989; IPPOLITO e NIGRO, 2000; JANISIEWICZ e KORSTEN, 2002).

### **3.4 CONCLUSÕES**

Os isolados de *T. roseum* (F1 e F4) e o tratamento captan+fosfito foram eficientes no controle, não diferindo do padrão utilizado pelo produtor no controle da podridão parda.

O sistema de Produção Integrada de Pêssego (PIP) foi eficaz para o manejo da podridão parda no pessegueiro.

O tratamento com a alternância de fungicidas apresentou elevado controle da doença, porém houve indício de efeito fitotóxico interferindo na produção dos frutos.

#### **4 INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE *Monilinia fructicola* E *Trichothecium roseum* E SENSIBILIDADE DO ANTAGONISTA A FUNGICIDAS E FOSFITOS**

##### **RESUMO**

A podridão parda é uma doença de grande importância econômica na cultura do pessegueiro e seu controle é feito principalmente com fungicidas. Pela preocupação com a utilização maciça do controle químico tem sido proposto como alternativa o controle biológico. Para validar esse método faz-se necessário estudar os requisitos necessários para o crescimento do patógeno e do antagonista, visando definir a competitividade deste último e determinar a sensibilidade do isolado do antagonista *Trichothecium roseum* aos fungicidas utilizados na cultura, para fundamentar as ações de integração de estratégias de controle da doença. Diante do exposto o presente trabalho objetivou estudar o crescimento de isolados de *Monilinia fructicola* e do isolado F4 de *T. roseum*, além disso, conhecer o efeito de fungicidas e fosfitos na inibição do crescimento micelial do antagonista. O crescimento micelial de *T. roseum* e de cinco isolados de *M. fructicola* foi avaliado em meio de cultura BDA nas temperaturas 5, 10, 15, 20, 25, 30 e 35 °C, e a cada 48 horas foi medido o diâmetro das colônias. A sensibilidade do isolado do antagonista *T. roseum* foi definida em meio de cultura com 1, 10 e 100 mg.L<sup>-1</sup> dos fungicidas iprodione, azoxystrobin, captan, mancozeb, tebuconazole, iminoctadine tris albesilate e fosfitos de Ca e de K. As placas de Petri, com e sem os produtos sob avaliação, foram mantidas a 25 °C, no escuro e a cada 48 horas foi medido o diâmetro das colônias. Nos resultados foi observado que as temperaturas ótima, máxima e mínima para o crescimento micelial do *T. roseum* foram de 20 a 25 °C, de 36 °C e 4,9 °C, respectivamente. Para o patógeno a temperaturas ótima, máxima e mínima foram de 20 a 25 °C, de 35 °C, e a mínima variou de 4,9 °C de 2,5 °C. A faixa ótima para o crescimento dos isolados de *M. fructicola* foi, coincidente com o ideal ao antagonista. O estudo dos efeitos dos produtos químicos mostrou que

na concentração de 100 mg.L<sup>-1</sup> os fosfitos e os fungicidas captan, azoxystrobin e iminoctadine exerceram a menor inibição do antagonista sugerindo-se que estes produtos possam ser utilizados em um programa de controle integrado da podridão parda.

Palavras-chave: Pessegueiro; Podridão parda; Controle biológico; Fosfito; Fungicida; Antagonista.

## ABSTRACT

### INFLUENCE OF TEMPERATURE ON THE MYCELIAL GROWTH OF *Monilinia fructicola* AND *Trichothecium roseum* AND SENSITIVITY OF THE ANTAGONIST TO FUNGICIDES AND PHOSPHITES

Brown rot is an important disease economically in peachtree cultivation and is mainly controlled by fungicides. Biological control has been proposed as an alternative because of concern with the heavy use of chemical control. To validate this method, the requisites necessary for the pathogen and antagonistic growth should be studied to define the competitiveness of the latter and determine the sensitivity of the isolate of the F4 (*Trichothecium roseum*) antagonist to the fungicides used in the crop, to base the integration action of disease control strategies. Thus the present study aimed to investigate the growth of *Monilinia fructicola* isolate and the F4 (*T. roseum*) isolate and also establish the effect of fungicides and phosphites on the mycelia growth inhibition of antagonist. The mycelia growth of *T. roseum* and five *M. fructicola* isolates was assessed in the BDA culture medium at 5, 10, 15, 20, 25, 30 and 35°C and the colony diameter was measured every 48 hours. The sensitivity of the *T. roseum* antagonist isolate was defined in culture medium with 1,10 and 100 mg.L<sup>-1</sup> of the iprodione, azoxystrobin, captan, mancozeb, tebuconazole, iminoctadine tris albesilate fungicides and Ca and K phosphites. The Petri dishes, with and without the products under assessment, were kept at 25°C, in the dark and the colony diameter was measured every 48 hours. In the results showed that the optimum, maximum and minimum temperatures for *T. roseum* mycelial growth were 20 to 25 °C, 36 °C and 4,9 °C, respectively. For the pathogen the optimum, maximum and minimum temperatures were from 20 to 25°C, 35°C and the minimum ranged from 4,9°C to 2,5°C. The optimal range for *M. fructicola* isolate growth coincided with the ideal for the antagonist. The study of the effects of the chemical products showed that at the concentration of 100 mg.L<sup>-1</sup> the phosphites and the captan, azoxystrobin and iminoctadine fungicides

exercised less inhibition of the antagonist, suggesting that these products may be used in an integrated control program for brown rot.

Key words: Peach; Brown rot; Biological control; Phosphite; Fungicide; Antagonistic.

## 4.1 INTRODUÇÃO

A podridão parda causada por *Monilinia fructicola* (Wint) Honey é a maior responsável pela redução da produção entre as fruteiras de caroço. Os danos podem iniciar pela infecção das flores, as quais podem originar infecções latentes nos frutos ainda imaturos, além de lesões nos frutos maduros e após a colheita, durante a estocagem e transporte (HOLTZ et al., 1998; MOREIRA, 1999; MAY-DE MIO et al., 2004a).

Mesmo com utilização de fungicidas no controle dessa doença, sob condições climáticas de elevada umidade e temperatura, a podridão parda pode atingir níveis epidêmicos (HOLTZ et al., 1998). Conforme constatado por BLEICHER (1997) e WATSON et al. (2002) um período mínimo de cinco horas de umidade é suficiente para ocorrer à infecção sob a temperatura de 25 °C, que é ideal para o crescimento do micélio, germinação e produção de conídios.

Devido à importante perda econômica ocasionada por esse patógeno, são numerosas as pesquisas realizadas a seu respeito, disponibilizando informações fundamentais ao seu manejo, entretanto, para melhor entendimento da epidemia e de agentes controladores do patógeno, informações básicas tais como, curvas de crescimento em diferentes condições ambientais e sensibilidade a produtos utilizados no manejo, devem ser estudadas para diferentes locais de produção com isolados e condições específicas.

Muitos trabalhos têm sido realizados com os diferentes métodos de controle citados, no entanto, são raros os estudos com integração de métodos visando um

manejo viável da doença ao longo do tempo. Como controle químico são utilizados diferentes fungicidas tais como captan, mancozeb, iprodione, tebuconazole (MAY-DE MIO et al., 2004b). O controle biológico, apesar de ser mais difícil sua aplicação, pode ser realizado como citam alguns autores (HONG e MICHAILIDES, 1997; HONG et al., 1998; ZHOU et al., 1999; SCHENA et al., 2003; LARENA et al., 2004; MERCIER e JIMÉNEZ, 2004). A integração de métodos de controle poderia reduzir o manejo da doença. O uso de controle biológico com *Trichothecium roseum*, no Paraná, tem sido objeto de estudo desde 1998, mostrando potencial para controle na floração e em pré-colheita (MOREIRA et al.; NEGRI et al., dados não publicados)<sup>1</sup>, sendo que o principal problema para seu uso, em maior escala no campo, dentro do manejo integrado é a falta de informação sobre a sensibilidade do antagonista a produtos utilizados na cultura e sobre as condições ideais para seu crescimento.

Considerando este fato, este trabalho objetiva, conhecer temperaturas de crescimento para diferentes isolados do patógeno e do antagonista e estudar a sensibilidade do *T. roseum* a produtos utilizados no campo para controle de podridão parda.

---

<sup>1</sup> Pesquisas distintas realizadas pelos Eng. Agr. Luciene Martins Moreira e Genuíno Negri. Alunos do Programa de Pós-graduação em Agronomia, Produção Vegetal, UFPR.

## **4.2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **4.2.1 Desenvolvimento das colônias de *Trichothecium roseum* e *Monilinia fructicola* sob diferentes temperaturas**

Para a execução desse experimento foram utilizados cinco isolados do patógeno e um do antagonista. Os isolados de *M. fructicola* foram obtidos de frutos contaminados de pomares comerciais, no ano de 2002, sendo estes: isolado 83 BR-1 (pêssego BR-1 – município da Lapa), isolado 105 PIP (pêssego Chimarrita – município da Lapa), isolado 102 PIP (pêssego Chimarrita – município de Araucária), isolado 01 ameixa Reubennel e isolado 16 nectarina Sun Red (município de Araucária) e o do antagonista, isolado F4 (pêssego Chimarrita – município da Lapa) obtido em 1997. Estes foram transferidos para meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar) utilizando-se quatro placas de Petri e sete temperaturas (5; 10; 15; 20; 25; 30 e 35 °C). As avaliações do diâmetro das colônias foram feitas a cada 48 horas por sete dias. As curvas de crescimento dos isolados foram ajustadas, em função da temperatura, pelo modelo beta generalizado,  $y = b1((x-b2)^{b4})((b3-x)^{b5})$ , descrito por HAU e KRANZ (1990), onde y representa o crescimento micelial, x a temperatura, b2 e b3 as temperaturas mínima e máxima, respectivamente e b1, b4 e b5 são parâmetros sem significado biológico. Este ajuste foi feito por meio do programa STATISTICA para Windows XP versão 6.0 (Statsoft, Tulsa, USA).

### **4.2.2 Desenvolvimento das colônias de *Trichothecium roseum* em meio de cultura com e sem fungicidas e fosfitos**

Os ingredientes ativos de fungicidas e fosfitos utilizados a campo foram: iprodione, azoxystrobin, captan, mancozeb, tebuconazole, iminoctadine tris albesilate,



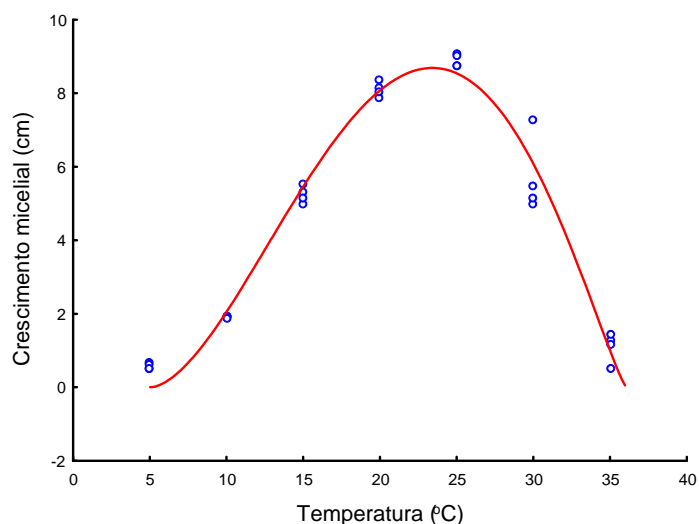
fosfito de K e fosfito de Ca. Estes foram incorporados, após autoclavagem, em meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar) nas concentrações de 100 mg.L<sup>-1</sup>, 10 mg.L<sup>-1</sup> e 1 mg.L<sup>-1</sup>. A seguir foi transferido um disco de BDA, de 0,5 cm, com micélio do isolado F4 de *T. roseum* aos meios de cultura com e sem produtos químicos. Foram utilizadas quatro placas de Petri por tratamento e a testemunha foi constituída por placas somente com meio BDA. As placas foram mantidas em BOD a 25 °C no escuro. Para a avaliação mediu-se o diâmetro das colônias do fungo, a cada 48 horas, até que a testemunha atingisse dois terços da placa. As análises estatísticas dos resultados foram feitas para delineamento inteiramente casualizado para nove tratamentos e quatro repetições pelo programa SASM-Agri versão 8.0 utilizando o teste estatístico Scott-Knott a 5% para comparação de médias (CANTERI et al., 2001).

#### **4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

##### **4.3.1 Influência da temperatura sobre o desenvolvimento das colônias de *Trichothecium roseum* e *Monilinia fructicola***

A faixa ótima de temperatura para o crescimento micelial do *T. roseum* foi de 20 a 25 °C (Figura 1). Conforme o ajuste da função beta generalizada as temperaturas máxima e mínima para o crescimento da colônia foram 36 e 4,9 °C, respectivamente (Tabela 1). Esta temperatura obtida com o ajuste atende um importante critério de seleção para um antagonista, ou seja, o não crescimento a 37 °C, que é a temperatura do corpo humano (JANISIEWICZ e KORSTEN, 2002). Pôde-se notar que nos extremos avaliados o antagonista teve seu crescimento comprometido, pois praticamente não cresceu a 5 °C, 0,6 cm em média, e a 35 °C apresentou 1,1 cm em média, o que o favorece num programa de manejo.

Figura 1 – Crescimento micelial do isolado F4 de *Trichothecium roseum* em diferentes condições de temperatura de incubação das culturas em BOD, no escuro.

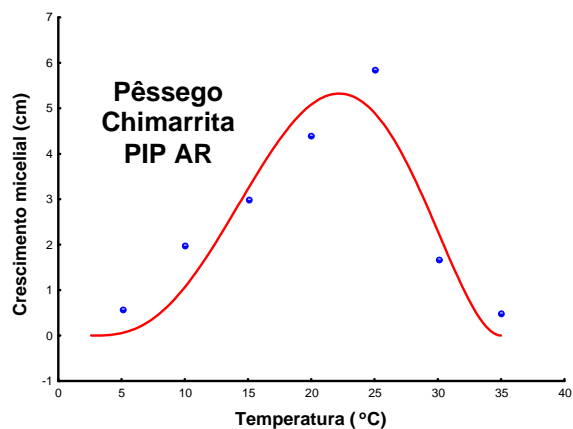
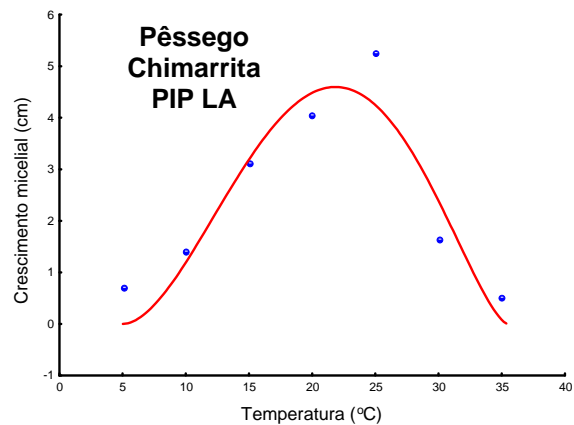
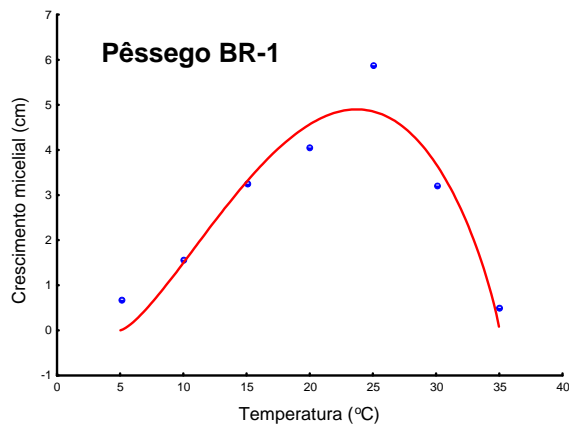
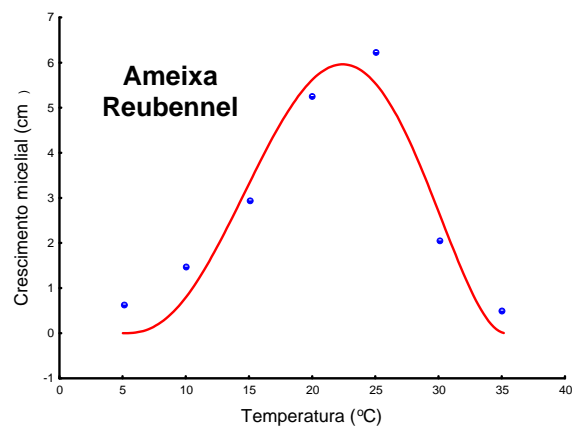
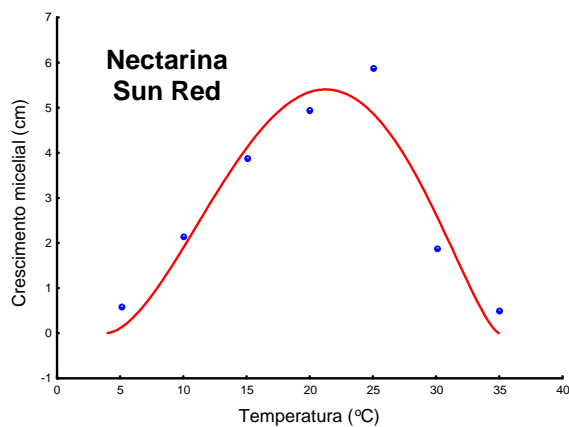


O ajuste da função beta generalizada para os isolados de *M. fructicola* mostrou que a temperatura máxima para o crescimento foi em torno de 35 °C, e a temperatura mínima foi em torno de 4,9 °C para os três isolados (ameixa Reubennel, pêssego BR-1 e pêssego PIP-LA), e para os isolados de nectarina e PIP-AR esta foi de 3,8 e 2,5 °C, respectivamente (Tabela 1). A faixa ótima de temperatura para crescimento dos isolados do patógeno também foi de 20 a 25 °C (Figura 2), coincidente com o ótimo ao antagonista. De acordo com JANISIEWICZ e KORSTEN (2002) para que haja sucesso no controle biológico as condições que favorecem o potencial antagonista devem ser as mesmas ou similares às que favoreçam o patógeno. Esta faixa de temperatura, também encontrada com os isolados do Paraná, foi citada como ideal ao patógeno por BYRDE e WILLETTS (1977e) nos Estados Unidos, BLEICHER (1997) em Santa Catarina, TIAN e BERTOLINI (1999) na Itália.

Tabela 1 – Coeficiente de determinação ( $R^2$ ) e parâmetros estimados pelo modelo beta generalizado,  $y = b1((x-b2)^{b4})((b3-x)^{b5})$ , onde  $y$ = crescimento micelial,  $x$ = temperatura,  $b2$  e  $b3$ = temperaturas mínima e máxima, respectivamente e  $b1$ ,  $b4$  e  $b5$ = parâmetros sem significado biológico para os seis isolados avaliados.

Isolados	Parâmetros do modelo beta generalizado					$R^2$
	b1	b2	b3	b4	b5	
<i>T. roseum</i> (F4)	0,00208	4,99	36,07	1,78	1,22	0,99
Nectarina Sun Red (16)	0,00062	3,84	35,00	1,84	1,45	0,95
Ameixa Reubennel (01)	0,00002	4,99	35,35	2,69	2,00	0,96
Pêssego BR-1 (83)	0,00987	4,99	35,01	1,41	0,85	0,95
Pêssego Chimarrita PIP LA (105)	0,00037	4,99	35,49	1,90	1,54	0,93
Pêssego Chimarrita PIP AR (102)	0,000004	2,52	35,00	3,02	1,97	0,93

Figura 2 – Crescimento médio de cinco isolados de *Monilinia fructicola* cultivados em BDA e submetidos à incubação em diferentes condições de temperatura, no escuro.



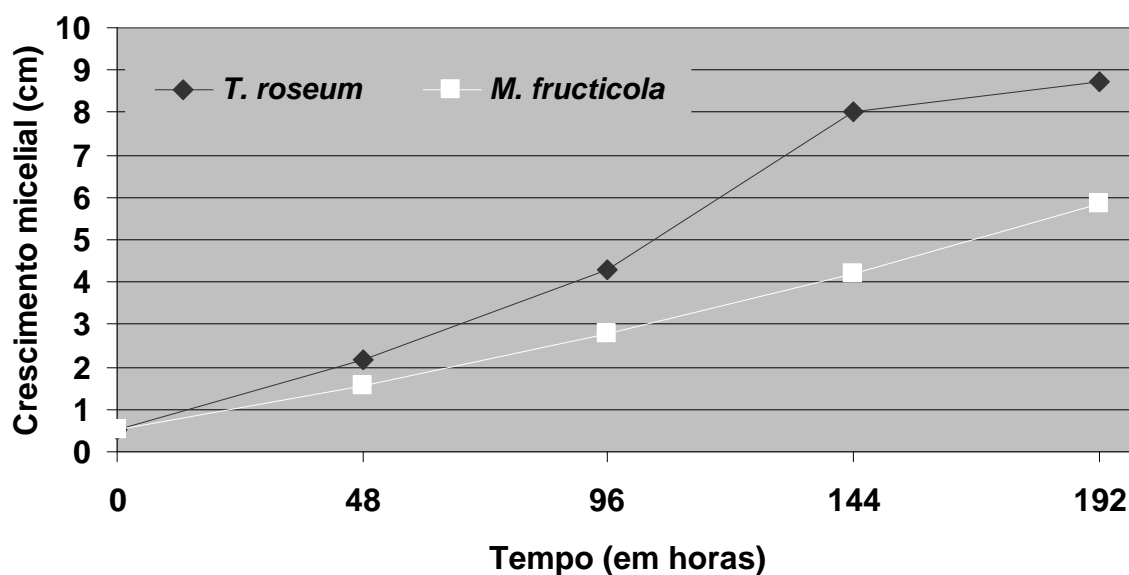
No presente trabalho foi possível observar que a partir de 5 °C todos os isolados de *M. fructicola* mostraram desenvolvimento crescente até à temperatura de

25 °C, sendo que a partir desse ponto o crescimento micelial foi lento, e com o acréscimo de 5 °C houve uma redução que variou, em média, de 2 a 4 cm no desenvolvimento das colônias (Figura 2). O mesmo comportamento foi observado com relação ao antagonista. Segundo BYRDE e WILLETTS (1977e) a germinação do conídio e o desenvolvimento do micélio do patógeno podem ocorrer a 0 °C, porém a taxas extremamente lentas, já a 30-35 °C o crescimento micelial pára e a temperatura de 50 °C é o ponto letal ao micélio.

O estudo da influência da temperatura sobre patógenos e antagonistas pode ser encontrado em pesquisas como a de PRATELLA e MARI (1993) na qual os isolados de antagonistas testados (*Gliocladium roseum*, *Paecilomyces variotti*, *Trichoderma harzianum*, *T. viride*) não apresentaram crescimento micelial a 0 e 2 °C e um pequeno desenvolvimento a 5 e 10 °C, limitando seu uso sob condições de estocagem cuja faixa de temperatura utilizada é de 0 a 10 °C. O contrário ocorreu com os isolados de *A. pullulans*, que apresentaram crescimento na faixa de temperatura de 0 a 33 °C e *C. oleophila* que cresceu de 4 a 33 °C, sendo que as temperaturas de 35 e 37 °C foram letais para ambos antagonistas, o que foi considerada uma característica positiva pois trata-se de uma faixa de temperatura normalmente considerada favorável ao desenvolvimento de micoses em humanos (LIMA et al., 1997). A competitividade do antagonista avaliado foi observada quando verificado que a partir dos 15 °C o isolado F4 de *T. roseum* teve crescimento superior a todos os isolados do patógeno, mantendo este comportamento mesmo quando se constata a diminuição no diâmetro da colônia aos 30 °C, e mantendo-se superior aos outros também na temperatura de 35 °C que

abreviou o crescimento de todos os isolados. Na figura 3 estão os crescimentos dos isolados do patógeno (dados médios) e do antagonista a 25 °C de temperatura.

Figura 3 – Crescimento micelial médio, em horas após a repicagem, de cinco isolados de *Monilinia fructicola* e do antagonista *Trichothecium roseum* mantidos a 25 °C em BOD, no escuro.



Quando se observa o crescimento de todos os isolados na temperatura de 25 °C, que foi a ótima, o isolado de *T. roseum* teve crescimento superior aos de *M. fructicola* no período (Figura 3). Este comportamento sugere que o isolado F4 de *T. roseum* poderia ser empregado no controle biológico da podridão parda, por ter se mostrado adaptado à condição considerada ideal para ocorrência de uma epidemia de podridão parda.

Devido ao fato do *T. roseum* manter maior crescimento que o patógeno, numa mesma faixa de temperatura, é provável que se o antagonista for aplicado freqüentemente, no início do ciclo, quando a temperatura é mais amena, será obtido controle efetivo do patógeno.

#### **4.3.2 Desenvolvimento do antagonista *Trichothecium roseum* em meio de cultura com e sem fungicidas e fosfitos**

Os resultados da Tabela 2 mostraram que na concentração de 100 mg.L<sup>-1</sup> os fosfitos e os fungicidas captan, azoxystrobin e iminoctadine exerceram menor inibição do crescimento micelial final de *T. roseum* em relação à testemunha, enquanto iprodione, mancozeb e tebuconazole inibiram acima de 80% o crescimento das colônias do antagonista.

Com a diminuição da concentração para 10 mg.L<sup>-1</sup> o iprodione e tebuconazole, seguidos pelo azoxystrobin proporcionaram a maior inibição, e entre os demais esta variou de 0 a 15%. A 1 mg.L<sup>-1</sup> a maioria dos tratamentos foram equivalentes à testemunha exibindo baixa porcentagem de inibição, sendo que somente azoxystrobin, iprodione e mancozeb mostraram maior interferência no crescimento micelial do antagonista com 6,9; 5,86 e 3,45% de inibição (Tabela 2). Tais produtos foram avaliados por serem indicados para a cultura do pessegueiro no controle da podridão parda e normalmente utilizados nos pomares comerciais, como iprodione, azoxystrobin, captan, mancozeb, tebuconazole. Alguns desses ingredientes ativos já foram diversas vezes testados no controle da doença como tebuconazole, mancozeb, iprodione (NOGUEIRA, 1993; FORTES, 1994; DE VICENZO et al., 1997; MEDEIROS e



MEDEIROS, 1997a; WADT et al., 1999; MARTINS et al., 2002). Além desses, o iminotadine, foi avaliado primeiramente por FORTES (1994), MEDEIROS e MEDEIROS (1997a) mostrando-se eficaz no controle da podridão e, finalmente, MOREIRA (1999) conseguiu 95,8% de controle de *M. fructicola* com as pulverizações com esse ingrediente ativo.

Tabela 2 – Crescimento micelial de colônias do isolado de *Trichothecium roseum* em diferentes concentrações de fungicidas e fosfitos incorporados em meio BDA.

Tratamentos	Crescimento micelial (cm) <sup>1</sup>		
	100 mg.L <sup>-1</sup>	10 mg.L <sup>-1</sup>	1 mg.L <sup>-1</sup>
Testemunha	8,43 a	9 a	8,69 a
Fosfito Ca	7,73 b	8,31 a	8,61 a
Captan	7,33 b	9 a	8,48 a
Azoxystrobin	6,65 c	7,61 b	8,09 b
Fosfito K	5,69 d	7,79 b	8,71 a
Iminotadine	3,09 e	7,71 b	8,59 a
Iprodione	1,68 f	4,29 d	8,18 b
Mancozeb	0,51 g	8,49 a	8,39 b
Tebuconazole	0,5 g	5,38 c	8,85 a
CV (%)	11,36	7,5	2,39

<sup>1</sup>Dados originais. As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância.

Com relação aos fosfitos, estes estão sendo incluídos nos programas de controle da podridão parda e proporcionando bom desempenho quando aplicados em mistura com captan, tornando-se uma opção entre os métodos de controle e contribuindo para que se diminua o risco de resistência. Outro ponto positivo foi que os fosfitos permitiram que o antagonista se desenvolvesse favorecendo a sua inclusão

num programa de manejo integrado da podridão parda. Sua utilização está sendo amplamente divulgada por meio de pesquisas com diversos patógenos e culturas como pessegueiro contra *M. fructicola* (MOREIRA, 1999), macieira contra *Phytophthora* spp. *Venturia inaequalis*, *Colletotrichum* spp. (BONETI e KATSURAYAMA, 2002), videira contra *Plasmopara viticola* (DALBÓ e SCHUCK, 2003; SÔNEGO et al., 2003), tomateiro contra *Alternaria solani* (DOMINGUES et al., 2005). Pelos resultados obtidos, o captan causou baixa interferência no crescimento do *T. roseum*, e da mesma maneira, essa característica do fungicida foi constatada em pesquisas com *Penicillium frequentans*, *Epicoccum nigrum* e *P. purporogenum* (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; LARENA e MELGAREJO, 1996).

Dada a importância que vem tomando métodos de controle como o biológico, podem ser encontrados diversos trabalhos em que se avaliam as interferências dos fungicidas sobre a microflora, que não é o alvo das aplicações. No início dos anos 90 DE CAL e MELGAREJO (1992) constataram que houve diferença na sensibilidade entre isolados da mesma espécie e entre espécies diferentes quanto a thiram, captan e benomyl, sendo que estes tiveram menor sensibilidade ao captan. Quanto aos antagonistas *A. pullulans* e *C. oleophila*, ambos foram mais sensíveis à mistura mancozeb+metalaxyl, já procimidone, vinclozolin, oxicloreto de cobre e fenarimol foram menos tóxicos (LIMA et al., 1997). Em outra pesquisa MAY e KIMATI (2000) verificaram que entre os fungicidas avaliados, metalaxyl, carboxin/thiram, chlorothalonil, captan, propamocarb e hymexazol não interferiram no desenvolvimento de *Trichoderma* sp, porém os ingredientes ativos prochloraz, benomyl, carbendazim e tiofanato metílico

testados por BATISTA et al. (2002) inibiram completamente o crescimento micelial das espécies de *Trichoderma* avaliadas.

Cabe destacar que alguns ingredientes ativos utilizados nesse trabalho, quando testados por MOREIRA (1999) inibiram completamente *M. fruticola*, como é o caso de iprodione, mancozeb, iminoctadine e captan que inibiu 90,8%. Conforme o observado o fungicida iprodione esteve entre os que causaram maior inibição nas três concentrações e também o tebuconazole e mancozeb interferiram no crescimento do *T. roseum* a 100 mg.L<sup>-1</sup>.

Desse modo, caso o fungo *T. roseum* fosse adotado num programa de controle a campo, seria interessante utilizá-lo no início do ciclo, na floração, podendo ser intercalado a fosfito+captan, captan, azoxystrobin, e empregar os outros fungicidas que mais interferiram no antagonista durante a fase de desenvolvimento dos frutos, conforme a necessidade de pulverização, reiniciando a aplicação do fungo próximo à maturação, visando integrar os controles químico e biológico sem prejudicar a instalação do antagonista.

#### 4.4 CONCLUSÕES

O comportamento do patógeno e do antagonista foi semelhante sob as temperaturas avaliadas, indicando que o isolado de *T. roseum* se adapta às condições do patógeno.

Entre os ingredientes ativos avaliados, *in vitro*, os fosfitos de Ca e de K e os fungicidas captan, azoxystrobin e iminoctadine tiveram a menor interferência sobre o crescimento micelial do *T. roseum*, possibilitando adequá-los com o antagonista num programa de controle da podridão parda.

## **5 *Trichothecium roseum* ASSOCIADO OU NÃO A FUNGICIDAS, FOSFITOS E INDUTOR DE RESISTÊNCIA NO CONTROLE DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO A CAMPO**

### **RESUMO**

Dois experimentos a campo foram conduzidos nos anos de 2003 e 2004 em pomar comercial localizado na Lapa – Paraná, visando controle da podridão parda do pessegueiro. Avaliou-se a eficiência de *Trichothecium roseum* em diferentes tratamentos comparados com padrões de controle químico e testemunha sem controle. Os tratamentos foram testemunha, alternância de fungicidas, isolado F4 (*T. roseum* -  $10^6$  esporos/mL), recomendação PIP-PR (Produção Integrada de Pêssegos), associação de *T. roseum* com captan+fosfitos Ca e K, *T. roseum* com captan e *T. roseum* com acibenzolar-S-methyl (ano 2003). Em 2004 foram utilizados testemunha, PIP-PR, *T. roseum* sozinho, *T. roseum* com captan+fosfitos e *T. roseum* com captan. Para avaliar a incidência da podridão durante a floração no primeiro ano, as flores foram coletadas abertas (20/repetição), sendo metade desinfestada em solução de hipoclorito de sódio 10%, e avaliando-se o desempenho dos tratamentos desde o início das aplicações (quatro no total) houve redução da doença. Na colheita a testemunha apresentou 76% de incidência. A incidência da doença nos tratamentos com *T. roseum* sozinho e com acibenzolar foi reduzida em 52,5 e 44,7%, e quando associado com captan ou captan+fosfitos a redução atingiu 73,6 a 80,2%. Os químicos ficaram na ordem de 81,5 (PIP) e 88,2% (fungicidas). Aos três dias após a colheita o tratamento com fungicidas foi o melhor com 70,4% de controle enquanto PIP, *T. roseum* associado com captan+fosfito e com captan exerceram um controle em torno de 50%. Nesta fase a testemunha apresentou 88% dos frutos com podridão parda e *T. roseum* sozinho reduziu 30,7% da incidência. Aos cinco dias houve um aumento da doença em todos os tratamentos. Em 2004 a incidência na floração foi em média de 2%, visualizada pela

esporulação da podridão parda típica sobre as flores. As infecções latentes só foram detectadas neste ano e em maior proporção na testemunha (40%). Durante a colheita de 2004, a incidência de *Monilinia fructicola* foi maior em todos os tratamentos pela interferência por chuva de granizo nessa fase provocando ferimentos. Os resultados indicam a possibilidade de uso do controle biológico tanto na floração como na pré-colheita. Na avaliação pós-colheita de 2004 adotou-se a imersão ou não em solução de hipoclorito 0,5%, sendo que aos três dias *T. roseum* apresentou 17 (sem imersão) e 18% (com imersão) de frutos com podridão, já o *T. roseum* com captan+fosfitos teve 12 (sem imersão) e 9% (com imersão) de frutos com sintomas, porém o melhor controle foi exercido pelo PIP com 6 e 3%, sob as mesmas condições. Aos cinco dias a testemunha atingiu 27% de incidência. Foi constatada uma menor incidência do patógeno em comparação ao experimento de 2003 nesta fase, que pode ter sido assegurada pela aplicação do antagonista durante a colheita nos tratamentos compostos com *T. roseum*.

Palavras-chave: Pessegueiro; *Monilinia fructicola*; Controle biológico; Controle químico; Antagonista; Pré-colheita; Pós-colheita.

## ABSTRACT

### ***Trichothecium roseum* ASSOCIATED OR NOT TO FUNGICIDES, PHOSPHITES AND PLANT HOST DEFENCE INDUCER IN CONTROL OF PEACH TREE BROWN ROT IN THE FIELD**

Two field experiments were carried out in 2003 and 2004 in a commercial orchard in Lapa – Paraná to control peachtree brown rot. *Trichothecium roseum* efficiency was assessed in different treatments compared with standard chemical control and the control without any treatment. The treatments were the control, fungicide alternation, the F4 isolate (*Trichothecium roseum* 10<sup>6</sup> spores/mL), recommended PIP-PR (Integrated Peach Production), association of *T. roseum* with captan + Ca and K phosphites, *T. roseum* with captan and *T. roseum* with acibenzolar-S-methyl (2003). In 2004 the control, PIP-PR, *T. roseum* alone, *T. roseum* with captan + Ca and K phosphites and *T. roseum* with captan were used. To assess brown rot incidents during of flowering in the first year, the flowers were collected open (20/replication), and half disinfected in 10% sodium hypochlorite solution, and the performance of the treatments from the beginning of the applications (four in total) showed there was disease reduction. The control presented 76% incidence at harvest. The disease incidence in the treatments with *T. roseum* alone and with acibenzolar was decreased by 52,5 and 44,7% and when associated with captan or captan + Ca and K phosphites the decrease reached 73,6 to 80,2%. The chemicals were in the order of 81,5 (PIP-PR) and 88,2% (fungicides). Three days after harvest the fungicide treatment was the best with 70,4% control while PIP-PR, *T. roseum* associated with captan + Ca and K phosphites and with captan exercised control of around 50%. At this stage the control presented 88% fruit with brown rot and *T. roseum* alone reduced brown rot incidence by 30,7%. At five days there was an increase in the disease in all the treatments. In 2004 incidence at flowering was on average 2%, visualized by brown rot sporulation on the flowers. The latent infections were only detected this year and in greater proportion in the control (40%). During the 2004 harvest, the incidence of *Monilinia fructicola* was greater in all

treatments because of hailstone damage at this stage. The results indicated the possibility of using biological control both at flowering and in the preharvest. In the post harvest assessment of 2004 immersion or not in 0,5% sodium hypochlorite solution was adopted, and at three days *T. roseum* presented 17 (without immersion) and 18% (with immersion) fruits with brown rot, while *T. roseum* with captan + Ca and K phosphites 12 (without immersion) and 9% (with immersion) fruits with symptoms, but the best control was exercised by PIP-PR with 6 e 3%, under the same conditions. At five days the control reached 27% incidence. A lower pathogen incidence was detected compared to the experiment in 2003 at this stage that may have been assured by the application of the antagonist during harvest in the treatments with *T. roseum*.

Palavras-chave: Peach; *Monilinia fructicola*; Biological control; Chemical control; Antagonistc; Preharvest; Postharvest.



## 5.1 INTRODUÇÃO

A podridão parda do pessegueiro é causada, no Brasil, por *Monilinia fructicola* (Wint) Honey. Na América do Norte e em outros países da América do Sul são constatadas *Monilinia laxa* (Aderh. e Ruhl.) Honey, e *M. fructicola* e na Europa, são relatadas *M. laxa* e *Monilinia fructigena* (Aderh. e Ruhl.) (BYRDE e WILLETTS, 1977a; BLEICHER, 1997).

Esta doença causa a morte de ramos novos e perdas diretas na produção como resultado da infecção de flores e a perda de frutos na pré-colheita, colheita e pós-colheita, podendo atingir 100% da produção se não controlada. Durante a pós-colheita, as perdas ocorrem no transporte, estocagem e na comercialização (HONG et al., 1997a; LARENA et al., 2005). Sob condições favoráveis à doença e mesmo com uso de controle químico nos pomares, as perdas na pós-colheita podem atingir níveis superiores a 50% dos frutos (HONG et al., 1998).

O controle químico é adotado na floração e também na pré-colheita para prevenir a podridão dos frutos, sendo feito pela aplicação de fungicidas dos grupos dos benzimidazóis, dicarboximidas e triazóis, porém na pós-colheita tais aplicações não são aceitas e são proibidas em alguns países como na Itália e Estados Unidos da América, aonde desde 1996 a indústria não tem registro de novos fungicidas para o controle em pós-colheita (HONG et al., 1998; LARENA et al., 2005).

Alguns fatores essenciais devem ser considerados quanto ao emprego correto de fungicidas, tais como seu uso no momento certo, dose e forma de aplicação

adequada à cultura, obedecer ao intervalo de segurança permitido para cada fungicida evitando-se a contaminação química dos frutos e, assim, atendendo o consumidor que vem se opondo ao controle químico pelo receio dos riscos à saúde humana e da poluição ambiental. A essas restrições soma-se também a preocupação com resistência dos patógenos aos fungicidas, a qual no caso de *M fructícola*, já foi documentada para diferentes grupos de ingredientes ativos (SONODA e OGAWA, 1982; PENROSE et al., 1985; ZEHR et al., 1991; ZEHR et al., 1999). Com respeito ao controle químico, a implementação da Produção Integrada de Pêssego (PIP) no Paraná é uma alternativa para reduzir os riscos com o uso inadequado de fungicida por considerar critérios de monitoramento, escolha de produtos menos tóxicos e sua alternância no manejo da doença.

O emprego de métodos não químicos pode suprir uma parte importante da necessidade de controle e o uso de antagonistas vem sendo explorado como uma alternativa (TRIPATHI e DUBEY, 2004; LARENA et al., 2005). Diversos relatos citam a seleção de microrganismos residentes na superfície das plantas como potenciais antagonistas (HONG et al., 1996; HONG et al., 2000). Tais microrganismos são comumente testados em frutos após a colheita (ZHOU et al., 1999; BONATERRA et al., 2003; SCHENA et al., 2003), e mais recentemente também já são documentados experimentos em pré-colheita, realizados em pomares e aplicando-se o antagonista por meio de pulverizações. Entre estes, podem ser encontrados ensaios onde são pulverizados ramos previamente selecionados (DE CAL et al., 1990; MADRIGAL et al., 1994; LARENA e MELGAREJO, 1996), outros em que cada metade da planta recebe um tratamento (WITTIG et al., 1997) e ainda, pulverizando-se a planta toda (trabalho

realizado em países da Europa, com *M. laxa*) visando uma recomendação de controle a campo (LARENA et al., 2005).

No Brasil, os estudos de controle biológico de *M. fructicola* foram realizados em pós-colheita (MOREIRA et al., 2002), mas não há relatos de avaliação desta estratégia no campo. Além do controle biológico, produtos que funcionam como ativadores de resistência no hospedeiro, contra fitopatógenos, estão sendo avaliados em culturas como macieira, nectarineira, como é caso do acibenzolar-S-methyl (BRISSET et al., 2000; MARTINS et al., 2002). Outra estratégia baseada nos princípios de indução de resistência é a utilização de fosfitos como já existem relatos em pessegueiro, macieira, videira (MOREIRA, 1999; BONETI e KATSURAYAMA, 2002; DALBÓ e SCHUCK, 2003). Estes métodos, entretanto, nunca foram validados no campo em pomar comercial para cultura do pessegueiro, e também faltam pesquisas com a associação de diferentes métodos para o controle da doença durante todo o ciclo da cultura.

Este trabalho teve como objetivo definir alternativas de manejo integrado da podridão parda do pessegueiro, associando-se o uso do antagonista *Trichothecium roseum* (Pers.: Fr) Link com diferentes alternativas de controle químico recomendadas para a cultura. Para isto avaliou-se: a curva do progresso da doença e a eficiência do antagonista *T. roseum* associado ou não com fungicidas, fosfitos de Ca e K e acibenzolar-S-methyl, comparados com manejo da produção integrada, no controle da doença em diferentes fases do ciclo da cultura: floração, frutos em desenvolvimento, colheita e pós-colheita.

## 5.2 MATERIAL E MÉTODOS

### 5.2.1 Experimento para controle da podridão parda no ciclo 2003/04

O experimento foi conduzido com a cultivar BR-1, na fazenda Alvorada, no município da Lapa-PR, com plantas de quatro anos de idade, espaçadas em 6 metros nas entrelinhas e 1,5 metro entre plantas. O delineamento foi inteiramente casualizado com sete tratamentos e seis repetições, sendo cada parcela composta por três plantas, duas como bordadura e a planta central para avaliação. Os sete tratamentos utilizados foram: **T1** = testemunha; **T2** = alternância de fungicidas; **T3** = *Trichothecium roseum* (isolado F4 obtido de pêssego Chimarrita de pomar comercial na Lapa-PR e selecionado como antagonista por Moreira, 1999); **T4** = tratamentos preconizados pela Produção Integrada de Pêssegos (PIP-PR); **T5** = *T. roseum* e captan + fosfitos; **T6** = *T. roseum* e captan; **T7** = *T. roseum* e acibenzolar-S-methyl (indutor de resistência); aplicados em diferentes fases do ciclo da cultura. As pulverizações foram direcionadas à planta inteira, utilizando-se pulverizadores costais (Marca Jacto, com bico cone) com capacidade para 16 L seguindo-se as doses recomendadas para cada produto, e tratando-se do agente biológico, a concentração utilizada foi de  $10^6$  esporos/mL. Nas Tabelas 1 e 2 estão listados os produtos e doses utilizadas no experimento e descritas as fases de pulverização, e no Quadro 1 encontram-se os tratamentos e as respectivas datas de aplicação.

Tabela 1 – Produtos comerciais, formulações e doses dos fungicidas, fosfitos e indutor de resistência utilizados nos ciclos 2003/04 e 2004/05, nos experimentos de campo com a cultivar de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa-PR.

Tratamentos	Produto comercial	Formulação	Dose do p.c.
Fungicidas	Amistar 500 WG	grânulos dispersíveis em água	3,2 g
	Rovral SC	suspensão concentrada	24 mL
	Folicur 200 CE	concentrado emulsionável	16 mL
	Bellkute	suspensão concentrada	16 mL
	Manzate 800	pó molhável	32 g
	Captan SC	suspensão concentrada	32 mL
Fosfitos	Fitofos Ca	solução	64 mL
	Fitofos K plus	solução	32 mL
Indutor de resistência	Bion 500 WG	grânulos dispersíveis em água	0,8 g

Quadro 1- Tratamentos realizados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, fazenda Alvorada, Lapa-PR, no ciclo 2003/04.

	Floração				Desenvolvimento de frutos						Pré-colheita			
	1-set	12-set	18-set	22-set	29-set	13-out	23-out	3-nov	13-nov	24-nov	4-dez	11-dez	18-dez	24-dez
T1														
T2														
T3														
T4														
T5														
T6														
T7														

T1 = testemunha; T2 = alternância de fungicidas; T3 = *Trichothecium roseum*; T4 = tratamentos preconizados pela Produção Integrada de Pêssegos (PIP-PR); T5 = *T. roseum* e captan + fosfitos; T6 = *T. roseum* e captan; T7 = *T. roseum* e acibenzolar-S-methyl.

(iprodione= amarelo; azoxystrobin= verde; *T. roseum*= rosa; fosfito Ca+captan= azul escuro; fosfito K+captan= azul claro; captan= laranja; acibenzolar-S-methyl= vermelho; iminoctadine tris albesilate= verde claro; tebuconazole= preto; mancozeb+fosfito Ca= lilás).

Tabela 2 - Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2003/04.

Controle	Tratamento <sup>1</sup>	Número de aplicações			Descrição
		Floração	Frutificação	Pré-colheita	
Testemunha	T1 (NT)	0	0	0	não tratado
Fungicidas	T2 (CQ)	2	2	1	azoxystrobin e iprodione (floração); tebuconazole e azoxystrobin (frutificação); iminocadine tris albesilate (pré-colheita)
PIP-PR*	T4 (CQ) (PI)	3	4	2	azoxystrobin, iprodione e captan (floração); mancozeb + fosfito Ca, azoxystrobin, captan e tebuconazole (frutificação); azoxystrobin e iprodione (pré-colheita)
Biológico	T3 (CB)	4	6	3	F4 ( <i>Trichothecium roseum</i> )
Integrado I	T5 (CI)	4	6	3	F4 (X 3**) e captan + fosfito Ca (X 1) (floração); captan + fosfito Ca (X 2) e captan + fosfito K (X 4) (frutificação); captan + fosfito K (x 1) e F4 (X 2) (pré-colheita)
Integrado II	T6 (CI)	4	6	3	F4 (floração) (X4); captan (frutificação) (X6); captan (X1) e F4 (X 2) (pré-colheita)
Integrado III	T7 (CI)	4	6	3	acibenzolar-S-methyl (X 1) e F4 (X 3) (floração); acibenzolar-S-methyl (X 2) e F4 (X 4) (frutificação); F4 (X 3) (pré-colheita)

<sup>1</sup>Tratamentos: NT (não tratado); CQ (controle químico); PI (produção integrada); CB (controle biológico); CI (controle integrado). \*PIP-PR= Produção Integrada de Pêssegos do Paraná. \*\* = número de aplicações. Os inseticidas e a adubação foram efetuados pelo produtor, conforme as normas da Produção Integrada de Pêssego do Paraná.

### 5.2.2 Experimento para controle da podridão parda no ciclo 2004/05

O experimento foi conduzido com a cultivar BR-1, na fazenda Alvorada, no município da Lapa-PR, na mesma área do experimento anterior, com plantas de cinco anos, espaçadas em 6 metros nas entrelinhas e 1,5 metro entre plantas. O experimento foi em delineamento inteiramente casualizado com cinco tratamentos e seis repetições, exceto a testemunha, formada por parcela única constituída de três plantas no bloco I. Cada parcela foi composta por três plantas avaliando-se a planta central. Os tratamentos utilizados foram: **T1**= testemunha; **T2**= *T. roseum*; **T3** = tratamentos preconizados pela de Produção Integrada de Pêssegos (PIP-PR); **T4** = *T. roseum* e captan + fosfitos; **T5** = *T. roseum* e captan; aplicados da mesma forma como descrito no item 5.2.1. Nas Tabelas 1 e 3 estão listados os produtos e doses utilizadas no experimento e descritas as fases de pulverização, e no Quadro 2 encontram-se os tratamentos e as respectivas datas de aplicação.

Tabela 3 - Tratamentos executados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, na fazenda Alvorada, Lapa – PR, durante o ciclo de produção 2004/05.

Controle	Tratamento <sup>1</sup>	Número de aplicações			Descrição
		Floração	Frutificação	Pré-colheita	
Testemunha	T1 (NT)	0	0	0	não tratado
Biológico	T2 (CB)	2	9	4	F4 ( <i>Trichothecium roseum</i> )
PIP-PR*	T3 (CQ) (PI)	2	3	2	azoxystrobin e iprodione (floração); captan, mancozeb + fosfito Ca, azoxystrobin (frutificação); captan e tebuconazole (pré-colheita)
Integrado I	T4 (CI)	2	9	4	F4 (X 2**) (floração); F4 (X 1), captan + fosfito Ca (X 3) e captan + fosfito K (X 5) (frutificação); captan + fosfito K (X 1) e F4 (X 3)
Integrado II	T5 (CI)	2	9	4	F4 (X 2) (floração); F4 (X 1) e captan (X 8) (frutificação); captan (X 1) e F4 (X 3) (pré-colheita)

<sup>1</sup>Tratamentos: CB (controle biológico); CQ (controle químico); PI (produção integrada); CI (controle integrado).

\*PIP-PR= Produção Integrada de Pêssegos do Paraná. \*\*= número de aplicações.

Os inseticidas e a adubação foram efetuados pelo produtor, conforme as normas da Produção Integrada de Pêssego do Paraná.

Quadro 2 - Tratamentos realizados no pomar experimental de pessegueiro BR-1, fazenda Alvorada, Lapa-PR, no ciclo 2004/05.

	Floração			Desenvolvimento de frutos										Pré-colheita			
	12-ago	19-ago	23-ago	31-ago	10-set	17-set	29-set	7-out	21-out	27-out	12-nov	18-nov	20-nov	22-nov	26-nov	30-nov	3-dez
T1																	
T2																	
T3																	
T4																	
T5																	

T1 = testemunha; T2 = *Trichothecium roseum*; T3 = tratamentos preconizados pela Produção Integrada de Pêssegos (PIP-PR); T4 = *T. roseum* e captan + fosfitos; T5 = *T. roseum* e captan.

(iprodione= amarelo, azoxystrobin= verde; *T. roseum*= rosa; fosfito Ca+captan= azul escuro; fosfito K+captan= azul claro; captan= laranja; tebuconazole= preto; mancozeb+fosfito Ca= lilás).



### **5.2.3 Preparo do inóculo do antagonista *Trichothecium roseum***

O fungo *T. roseum* foi cultivado por sete dias a 25 °C, no escuro, em placas de Petri contendo meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar), a partir das quais, foram inoculados grãos de trigo que serviram de substrato ao fungo. Os grãos de trigo foram fervidos, em água de torneira durante 15 minutos, coados e colocados em vidros incolores de conserva de 500g (200 cm<sup>3</sup> de grãos/ vidro). A cada vidro foram adicionados 10 mL de caldo BD (batata-dextrose) e com um bastão de vidro estes foram homogeneizados. Os vidros foram fechados com folha dupla de papel alumínio, e junto com um erlenmeyer contendo BD, autoclavados em dois dias consecutivos por 25 minutos. Na sequência, em câmara de fluxo laminar, sob condições assépticas, às placas de Petri colonizadas pelo antagonista foram adicionados 10 mL de BD sendo estas raspadas com pincel. Cada vidro recebeu a suspensão obtida de uma placa. Após nova homogeneização com bastão de vidro esterilizado e flambado, os vidros foram fechados com o papel alumínio preso por um elástico e foram postos em estufa de crescimento a 25 °C no escuro por um período de sete a dez dias para completa colonização.

### **5.2.4 Preparo da calda com o antagonista para a pulverização**

Para o preparo da calda utilizou-se como medida copos plásticos com capacidade para 50 mL. Seis destes contendo grãos colonizados (medida de grãos necessária para a obtenção de uma suspensão de 10<sup>6</sup> esporos/mL) foram adicionados em um recipiente com água de torneira e agitados com uma colher para que o fungo se liberasse dos grãos. Em seguida, esta suspensão foi filtrada com peneira e despejada

em um balde para o preparo de um volume maior. A calda (16 L) foi despejada em pulverizadores costais sendo adicionado a ela 3 mL de espalhante adesivo (AG-BEM – 50 mL/100 L) e imediatamente prosseguiu-se com as pulverizações. A viabilidade dos esporos foi verificada após o preparo de cada calda.

### **5.2.5 Avaliação da podridão parda na floração**

Para o ciclo de 2003/04 foram efetuadas quatro coletas semanais de flores totalmente abertas, a partir das parcelas experimentais, compostas por três plantas, sendo 20 flores/parcela das plantas laterais (região entre plantas), para a detecção da doença. Metade das flores foram desinfestadas em solução de hipoclorito de sódio 10% por um minuto e lavadas em água estéril, e as outras não foram tratadas (<http://www.plantpath.wisc.edu/fpath/infection-of-cranberry-by-monilinia.htm>). A seguir, todas as flores foram acomodadas em caixas gerbox, forradas com papel filtro esterilizado umedecido em água estéril (10 flores/caixa), que permaneceram à temperatura ambiente de 22 °C por uma semana. As avaliações foram efetuadas com microscópio estereoscópico observando-se a presença de sintomas e sinais do patógeno nas estruturas florais.

Para o ciclo 2004/05 foram efetuadas duas coletas de flores totalmente abertas, a primeira antes do início das pulverizações e a segunda após duas pulverizações com os respectivos tratamentos. Estas foram compostas por 50 flores/parcela, retiradas das plantas laterais (região entre plantas), para a detecção da doença. As flores foram acomodadas em caixas gerbox, forradas com papel filtro esterilizado umedecido em água estéril (10 flores/caixa), que permaneceram em BOD à

temperatura de 25 °C, no escuro, por três dias e após, a 4 °C por mais três dias também em BOD. As avaliações foram efetuadas com microscópio estereoscópico observando-se a presença de sintomas e sinais do patógeno nas estruturas florais.

#### **5.2.6 Avaliação da podridão parda em frutos imaturos**

Pêssegos imaturos da área experimental foram avaliados quanto à presença de infecções latentes de *M. fructicola*. Foram feitas três coletas de 10 frutos/parcela no ciclo 2003/04 e duas no ciclo 2004/05, considerando-se os mesmos critérios para as coletas das flores. Os frutos foram imersos, por um minuto, em solução de etanol 70%, hipoclorito de sódio 2%, paraquat 2% (paraquat – 200 g.L<sup>-1</sup>, Gramocil- SC) e posteriormente lavados em água esterilizada, conforme metodologia adaptada de NORTHOVER e CERKAUSKAS (1994). Em seguida, foram postos em câmara úmida em embalagens plásticas individuais, à temperatura ambiente de 23 °C. A avaliação da incidência da doença foi feita após 10 dias do preparo de cada amostra.

#### **5.2.7 Avaliação da podridão parda na colheita e em pós-colheita**

No ano de 2003 foi determinada a incidência da doença na planta central e em frutos retirados da caixa de colheita. Para as avaliações em pós-colheita foram utilizados até cinco frutos/repetição/colheita, num total de três colheitas, cujos frutos foram retirados das caixas de colheita, acomodados em bandejas com alvéolos e avaliados aos três e cinco dias de permanência à temperatura ambiente (25 °C).

Com respeito à colheita, em 2004, somente foi avaliada a incidência da podridão em frutos retirados da planta central das parcelas. Para a pós-colheita, foram realizadas três

coletas de frutos avaliando-se 10 frutos/repetição/colheita. Estes frutos foram retirados diretamente da planta e acomodados em sacos de papel cartucho sendo que cinco foram postos juntos e os restantes acomodados em sacos individuais. Em laboratório, os frutos que permaneceram juntos na embalagem, sofreram desinfestação em solução de hipoclorito de sódio 0,5% e foram acomodados em bancadas à temperatura ambiente (25 °C). Os outros que estavam em sacos individuais não foram desinfestados e também foram acomodados de modo semelhante. Este procedimento foi adotado visando, no primeiro caso, a retirada de esporos do patógeno que pudessem estar na superfície dos frutos, e no segundo, impedir que houvesse contaminação por contato entre os frutos colhidos.

#### **5.2.8 Análise dos dados**

Os dados de incidência da doença nos diferentes tratamentos para floração, frutos imaturos, colheita e pós-colheita foram transformados em proporção de doença considerando a relação entre estruturas totais e estruturas doentes. A análise estatística foi executada com programa SASM-Agri versão 8.0 (CANTERI et al., 2001), utilizando-se ANOVA e o teste de Scott-Knott a 5% de significância para comparação de médias e quando necessária, a transformação arcsen raiz x.

### **5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### 5.3.1 Avaliação da podridão parda em flores e frutos imaturos

Os resultados da avaliação do experimento realizado no ciclo 2003/04 estão na Tabela 4. Nas flores sem desinfestação, a incidência da doença passou de 38 para 8% quando aplicada a alternância de fungicidas, de 32 para 15% quando utilizados produtos aplicados na PIP-PR, de 23 para 6% quando alternados o *T. roseum* com captan+fosfito, de 25 para 8% na alternância do *T. roseum* com acibenzolar, de 25 para 16% no tratamento com *T. roseum* e de 16 para 11% quando aplicado *T. roseum* alternado com o captan, considerando-se a última avaliação (23/9) comparando-se à primeira (2/9). Na testemunha observou-se um aumento de 6% na proporção de doença (0,20 para 0,28) na segunda avaliação, mantendo-se no mesmo patamar até o final da floração.

A avaliação nas quatro semanas de floração mostrou que na maioria dos tratamentos houve um aumento da incidência após a primeira aplicação, com exceção do *T. roseum* que se manteve constante e do tratamento com alternância de fungicidas que após a aplicação de axzoxystrobin caiu de 38 para 20%, entretanto isso não foi observado no PIP apesar de ter recebido o mesmo ingrediente ativo tendo a incidência aumentada em 4%, além disso, na sequência notou-se uma queda geral na incidência da doença entre os tratamentos.

Tabela 4 – Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante o período de floração, no ciclo 2003/04, em flores sem e com desinfestação em solução de hipoclorito de sódio 10%.

Tratamentos	Floração sem desinfestação <sup>1</sup>				Floração com desinfestação			
	2/9	12/9	20/9	23/9	2/9	12/9	20/9	23/9
Fungicidas	0,38 a	0,20 a	0,18 a	0,08 b	0,11	0,21	0,06	0,01
F4	0,25 a	0,25 a	0,20 a	0,16 a	0,21	0,10	0,15	0,03
PIP	0,32 a	0,36 a	0,23 a	0,15 a	0,18	0,18	0,06	0,05
F4/ captan+fosfito	0,23 a	0,36 a	0,23 a	0,06 b	0,13	0,08	0,03	0,0
F4/captan	0,16 a	0,26 a	0,28 a	0,11 b	0,16	0,15	0,03	0,03
F4/acibenzolar	0,25 a	0,35 a	0,13 a	0,08 b	0,26	0,08	0,05	0,0
Testemunha	0,20 a	0,28 a	0,26 a	0,26 a	0,23	0,13	0,06	0,05
CV (%)	57,05	48,8	55,44	68,03				

<sup>1</sup>Dados originais. As médias seguidas verticalmente pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância.

Ao aumento na incidência, neste caso, supõe-se que as flores colhidas abertas uma semana após a pulverização estivessem na fase de botão rosado e, portanto, o tratamento aplicado não teria atingido seus estames e o estilete, e as outras, no mesmo momento, poderiam estar abrindo e/ou abertas recebendo-o diretamente em suas estruturas. Para evitar este fato, num próximo trabalho recomenda-se que as flores sejam coletadas no máximo três dias após a realização dos tratamentos, evitando-se dúvidas sobre se a flor coletada para análise recebeu os produtos.

A desinfestação utilizada teve o intuito de buscar uma melhora na visualização das estruturas florais cobertas pelo patógeno, tornando as avaliações mais ágeis, uma vez que outros microrganismos foram encontrados durante as análises tornando-se necessário o preparo de lâminas para se evitar equívocos, despendendo mais tempo durante o processo. Porém nas condições do experimento, o método não foi eficaz para a detecção da podridão parda, pois resultou numa pequena incidência

principalmente nas últimas avaliações, em todos os tratamentos, sendo evidenciado pelo comportamento da testemunha (Tabela 4).

Ao se comparar a incidência média dos grupos, sem e com desinfestação, verifica-se que no primeiro a constatação de sinais do patógeno foi melhor. Supõe-se que o patógeno ainda não tivesse colonizado as estruturas internas ou as flores abertas já tivessem sido polinizadas e quando foi feita a desinfestação esta pode tê-lo retirado das estruturas florais interferindo na expressão da doença. Segundo LUO et al. (2001) sob condições favoráveis, como alta umidade e temperatura ótima, um período mínimo de dois dias após a infecção é necessário para favorecer o desenvolvimento da doença, o que pode ter sido comprometido pela desinfestação. Adicionalmente, TZONEVA e TZONEV (1999) são enfáticos em sua conclusão de que, caso o pistilo da flor já tenha sido polinizado, o patógeno não pode penetrar nesta estrutura e, levantam a hipótese de haver a produção de alguma substância protetora que não permite a infecção e que o patógeno atinja outras partes da flor.

Desse modo, a desinfestação não deve ser adotada para a avaliação da podridão parda na floração. Conforme a análise estatística não houve diferença significativa entre os tratamentos (teste de Scott-Knott 5%) para a incidência da podridão parda nas flores durante a plena floração (Tabela 4), somente verificada diferença entre a testemunha e os tratamentos com fungicidas, *T. roseum* com captan+fosfitos, com captan e com acibenzolar, na última avaliação quando já se iniciava a queda de pétalas.

Foi possível observar que o estágio de plena floração foi associado a uma maior ocorrência da podridão parda em comparação aos estágios finais, como queda

de pétalas e sépalas, de modo equivalente ao observado por LUO et al. (2001) que obtiveram o máximo de doença (40%) na plena floração contra 10% na queda de pétalas e 0% na queda de sépalas, pois como verificado por tais autores em experimentos com ameixa, na plena floração o patógeno é menos dependente da temperatura.

No ciclo 2004/05 foi avaliada nas flores a “podridão parda típica”. Este experimento foi composto por um número inferior de tratamentos em relação ao primeiro e, mesmo adotando-se amostras maiores não se conseguiu diminuir a variabilidade, mostrada pela análise dos dados a qual não apontou diferença significativa entre os tratamentos (teste de Scott-Knott 5%) (Tabela 5). No entanto, a não ocorrência de diferença entre os tratamentos ressalta que a utilização do controle biológico durante a floração pode ser uma opção de controle comparável com os demais, havendo ainda a possibilidade de este ser utilizado com outros tratamentos em seqüência. A testemunha do experimento de 2004 foi um tratamento comparativo e não participou da análise estatística, porém evidenciou alto potencial de inóculo nas flores, 6% de incidência na segunda avaliação, sendo que a literatura internacional considera 1% de doença no final da florada como alto potencial de inóculo (<http://tjm.uckac.edu/TJM-Site/blossom-infection/id-ip.htm>).



Tabela 5 – Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante os períodos de floração e frutos imaturos no ciclo 2004/05.

Tratamentos	Floração <sup>1, 2</sup>		Frutos imaturos <sup>1, 2</sup>	
	10/8	27/8	10/11	24/11
Testemunha*	0,02 -	0,06 -	0,0 -	0,40 -
F4	0,01 a	0,01 a	0,06 a	0,27 a
PIP	0,0 a	0,0 a	0,0 a	0,08 b
F4/ captan+fosfito	0,01 a	0,02 a	0,05 a	0,02 b
F4/captan	0,02 a	0,02 a	0,06 a	0,17 a
CV(%)	146,19	40,74	113	83,2

<sup>1</sup>Dados originais. As médias seguidas verticalmente pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância.

<sup>2</sup>Para efeito de análise estatística os dados referentes à floração e infecção latente foram transformados em arcsen raiz x. \* não entrou na análise.

Outro fator a ser considerado a cada ciclo, comparando as Tabelas 4 e 5, é que o número de aplicações durante a floração difere, dependendo da ocorrência de chuva, que implica na reaplicação, ou pela duração desta fase, a qual se mostrou variável nos dois anos do trabalho, atingindo 30 dias em 2003 e em torno de 18 dias em 2004. No presente trabalho realizaram-se duas pulverizações nos tratamentos com químicos e até quatro com o *T. roseum* sozinho em 2003, e no ano seguinte todos receberam apenas duas pulverizações nesta fase. Outra consideração sobre o antagonista é o cuidado quanto ao momento ideal da aplicação, pois o fungo não deve ser exposto a horários nos quais a temperatura do dia esteja elevada como final da manhã e início da tarde, para não comprometer seu desempenho.

Em relação aos frutos imaturos, não foram detectadas infecções latentes de *M. fructicola* em nenhuma das avaliações conduzidas no ciclo 2003/04.

No ciclo 2004/05 as infecções latentes foram observadas em todos os tratamentos (Tabela 5). A redução da doença ocorreu, entre as duas datas avaliadas,

somente nos tratamentos que utilizaram as recomendações da Produção Integrada de Pêssegos do Paraná (PIP) e na seqüência de pulverizações com o isolado *T. roseum* alternado com captan+fosfitos. Esses tratamentos não diferiram entre si e reduziram as infecções latentes em 80 e 95%, respectivamente (Tabela 5). Tal fato indicou que durante esta fase pode ocorrer infecção pelo fungo, como observado por MOREIRA (1999), pois conforme BYRDE e WILLETTS (1977c) o patógeno consegue penetrar na região de inserção do pêlo com a epiderme do fruto.

Entre os trabalhos sobre infecções latentes MOREIRA (1999) evidenciou sua ocorrência em várias cultivares de pêssegos e ameixas após a imersão seqüencial dos frutos em soluções de etanol 70%, hipoclorito de sódio 2% e em paraquat 2%. A autora observou o aumento de infecções na época próxima da maturação, concordando com o observado por CRUICKSHANK e WADE (1992) que relataram que infecções latentes são ativadas na maturação, durante a pós-colheita ou senescência dos frutos. Utilizando esta técnica ADASKAVEG et al. (2000) também conseguiram observar estas infecções em cerejas de maneira eficaz, comparando-se aos frutos não imersos nesta solução e EMERY et al. (2000) com pêssegos provenientes de cinco pomares, encontraram até 22% de infecção. O paraquat, utilizado para evidenciar a infecção latente, teve a finalidade de induzir a senescência do tecido e estimular a colonização do fruto pelo fungo, desde os estágios mais precoces de desenvolvimento, pois o herbicida não interfere na infecção pelo fungo, e sim permite que ele cresça saprofiticamente sobre o tecido senescente da planta (MOREIRA, 1999; ADASKAVEG et al., 2000). Conforme NORTOVER e CERKAUSKAS (1994) a atividade do herbicida gera radicais livres, os quais induzem a peroxidação de lipídios e perda da integridade

da membrana após a aplicação do produto e proporcionando-se condições ideais permite-se a expressão do fungo.

Esta detecção pode ser uma ferramenta importante para o manejo, fornecendo subsídios para a elaboração e acompanhamento da eficácia dos tratamentos de um programa de controle do patógeno.

### **5.3.2 Avaliação da podridão parda a campo**

Os dados da colheita estão apresentados na Tabela 6, sendo observada diferenças significativas entre os tratamentos em relação à testemunha pelo teste Scott-Knott a 5% de significância. O tratamento com fungicidas apresentou a menor proporção de frutos doentes com 9%, seguido pelo PIP (14%). As aplicações de *T. roseum* com captan+fosfite também geraram resultados interessantes, com 15% de frutos doentes, mostrando-se promissor num programa de manejo da doença, além desse, o *T. roseum* com captan, com uma eficiência menor, teve 20% de frutos com podridão e, junto com o anterior não diferiram dos tratamentos químicos. Com relação aos demais, as plantas que receberam somente o antagonista tiveram 36% de seus frutos com sintomas de podridão parda, resultado que não diferiu estatisticamente daquelas que o receberam em alternância com o indutor de resistência (42%), enquanto a testemunha apresentou 76% de frutos doentes (Tabela 6).

Tabela 6 – Proporção de podridão parda do pessegueiro, cv. BR-1, avaliada durante a colheita nos ciclo 2003/04, 2004/05, Lapa-PR.

Tratamentos	Colheita <sup>1</sup>	
	2003/04 <sup>2</sup>	2004/05
Fungicidas	0,09 c	-
F4	0,36 b	0,73 a
PIP	0,14 c	0,43 b
F4/ captan+fosfito	0,15 c	0,45 b
F4/captan	0,20 c	0,62 a
F4/acibenzolar	0,42 b	-
Testemunha	0,76 a	0,68 -
CV (%)	36,51	29,02

<sup>1</sup> Dados originais. As médias seguidas verticalmente pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância.

<sup>2</sup>Para efeito de análise estatística os dados referentes à colheita do ciclo 2003/04 foram transformados em arcsen raiz x.

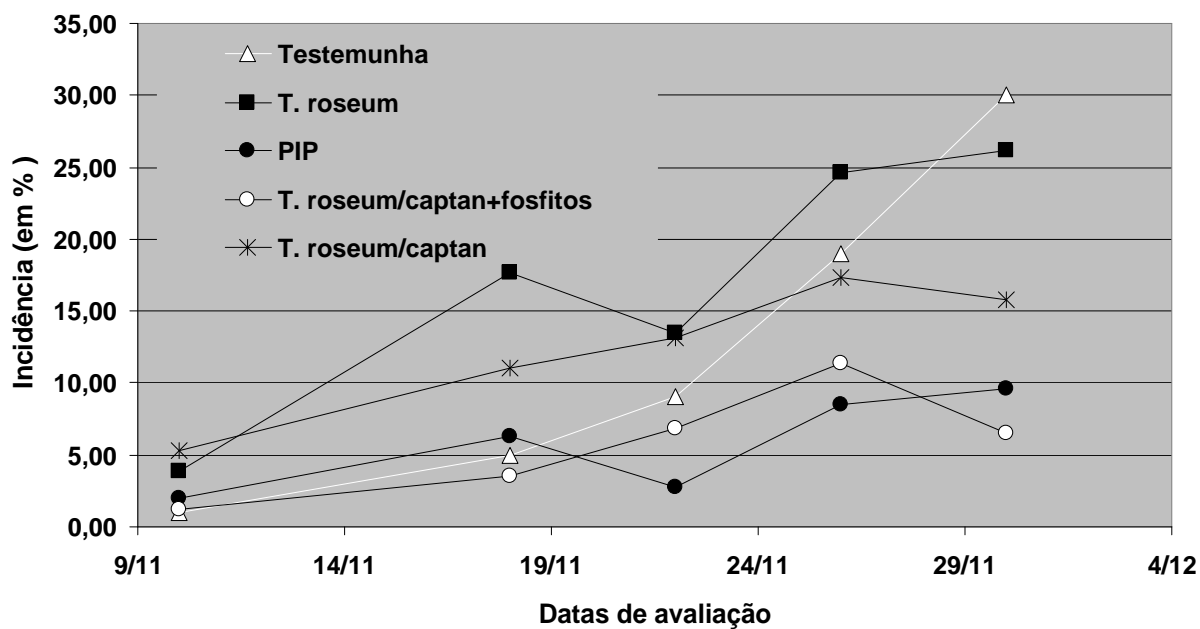
Pôde-se notar que a aplicação do captan na fase de desenvolvimento dos frutos ofereceu uma menor proporção de frutos doentes em relação ao *T. roseum* sozinho e *T. roseum* alternado com acibenzolar, e um maior destaque quando o tratamento *T. roseum*+captan foi acrescido de fosfito, indicando a viabilidade do antagonista com outros tratamentos em seqüência. Outro fator relevante é que com os índices de doença obtidos na testemunha, fica implícito que caso o produtor não execute tratamento este poderá ter mais de 70% dos frutos comprometidos, ao passo que somente pela utilização do antagonista este índice cai para 36%, havendo ainda a possibilidade de sua utilização sob a forma de tratamentos seqüenciais onde o número de frutos doentes pode cair a 15% (Tabela 6). Tanto no ano de 2003 quanto no ano de

2004 ocorreram chuvas de granizo, facilitando a entrada do patógeno. Nesta situação com já observado por IPPOLITO e NIGRO (2000) controle biológico é menos eficiente.

Na colheita do ciclo 2004/05 também foi detectada diferença significativa entre os tratamentos pelo teste Scott-Knott a 5% de significância (Tabela 6). O PIP teve 43% de frutos com sintomas não diferindo do *T. roseum* alternado com captan+fosfito com 45%, já o antagonista sozinho e sua alternância com captan apresentaram 73 e 62% , respectivamente (Tabela 6). Nesse momento a testemunha apresentou 68% dos frutos com podridão parda.

Analisando-se a curva de progresso da doença no período pré-colheita (Figura 1) os tratamentos com *T. roseum* e sua alternância com captan mantiveram a maior incidência de frutos com podridão. Nesse momento, a associação do antagonista com captan+fosfitos e PIP foram os mais eficientes. A testemunha, apesar de ter exibido, inicialmente, um baixo percentual de frutos doentes aumentou progressivamente a incidência ao longo do tempo, durante todas as avaliações. No período da colheita, iniciado em 25/11, os tratamentos com *T. roseum* alternado com captan+fosfitos e PIP continuaram exercendo melhor controle. Além disso, a associação do antagonista com captan+fosfito diminuiu a incidência da podridão parda nesta fase.

Figura 1 – Curva de progresso da podridão parda do pessegueiro em pré-colheita e durante a colheita no ciclo 2004/05, cultivar BR1, para os diferentes tratamentos, Lapa-PR.



O antagonista *T. roseum*, entre outros, foi empregado em pós-colheita (MOREIRA et al., 2002) e a campo em experimento com ramos marcados mostrando potencial para uso em maior escala (Capítulo 1). Além disso, os relatos de HONG et al. (1996) e HONG e MICHAILIDES (1997) evidenciaram potencial com o mesmo gênero de antagonista.

A busca pelo emprego do controle biológico de maneira definitiva, é evidenciada, atualmente em diversas pesquisas explorando a produção de inóculo de diferentes microrganismos e seu modo de aplicação. No caso de outros fungos, como por exemplo, *Penicillium frequentans* DE CAL et al. (2002), os autores obtiveram o maior número de conídios viáveis utilizando substrato à base de

turfa+vermiculita+lentilha moída, BOFF et al. (2002) utilizaram grãos de aveia para a produção de *Ulocladium atrum*, LARENA et al. (2004) produziram *Epicoccum nigrum* em turfa+vermiculita+grãos de trigo e no lugar do trigo acrescentando grãos de aveia e ainda, MERCIER e JIMÉNEZ (2004) produziram *Muscodor albus* em grãos de centeio. De modo semelhante, nesse trabalho adotou-se como substrato grãos de trigo sobre os quais o fungo *T. roseum* mostrou uma boa colonização.

A aplicação do antagonista a campo foi uma tentativa de utilização do controle biológico numa escala semelhante aos métodos químicos, tornando-se um desafio no sentido de se produzir continuamente o inóculo, preparar a calda atentando-se à concentração e viabilidade dos esporos e à adaptação do antagonista no pomar. Os pesquisadores enxergam este método de controle como uma alternativa viável e que prontamente atende ao exigente mercado consumidor, por isso tem-se empregado o controle biológico em diversas culturas, sendo exemplos às pesquisas de LEIBINGER et al. (1997) pulverizando macieira com uma mistura de *Aureobasidium pullulans* + *Rhodotorula glutinis* e TEIXIDÓ et al. (1998) pulverizando *Candida sake* na mesma cultura, SCHENA et al. (1999) pulverizaram videira com *A. pullulans*, HUANG et al. (2000) pulverizaram feijoeiro com *Epicoccum purpurascens*, *Coniothyrium minitans*, *Talaromyces favus*, *T. roseum*, *Trichoderma virens*, BOFF et al. (2002) pulverizaram morangueiro com *Ulocladium atum*, MERCIER e JIMÉNEZ (2004) utilizaram *Muscodor albus* como fumigante em pêssago e maçã e LARENA et al. (2005) que pulverizaram pessegueiro com *E. nigrum*. A concentração obtida com as caldas para pulverização foi em média  $2,5 \times 10^6$  esporos/mL, sendo que entre as pesquisas citadas foram obtidas concentrações de  $10^8$  e  $10^7$  células/mL (LEIBINGER et al., 1997; TEIXIDÓ et al., 1998;

SCHENA et al., 1999),  $10^{11}$  esporos/mL (HUANG et al., 2000),  $2 \times 10^6$  esporos/ mL (BOFF et al., 2002) e  $10^8$  esporos/mL (LARENA et al., 2005).

A sobrevivência do antagonista no pomar pôde ser visualizada por meio da colonização das estruturas florais, no final da floração, e de múmias remanescentes ao final do ciclo. Ainda, este pôde ser recuperado de tecidos externos e internos de múmias retiradas das plantas que receberam como tratamento alternância de fungicidas e da testemunha, respectivamente. Um ponto a favor deste microrganismo foi o fato deste jamais ter colonizado de forma patogênica os frutos, mesmo quando utilizado anteriormente em pós-colheita. Outra característica é que devido à colonização de múmias este se torna um importante aliado quanto à redução do inóculo para o ciclo seguinte, pois as múmias estão entre as principais fontes de inóculo do patógeno. O número de aplicações de *T. roseum* sozinho teve pouca variação entre os dois anos de trabalho, sendo 13 no ciclo 2003/04 e 15 no ciclo 2004/05 devido à perda de aplicações pela ocorrência de chuva e por sua pulverização na colheita.

A aplicação de um agente de controle biológico durante o ciclo pode ser vantajosa em relação à sua utilização isoladamente em pós-colheita. Após a colheita o antagonista pode atrasar o surgimento de lesões, principalmente se em regiões de ferimentos, porém este pode encontrar feridas já colonizadas tanto pela microflora residente como pelo patógeno, que já pode ter iniciado seu processo de infecção e ter sua eficiência comprometida. Durante a pré-colheita a aplicação de um antagonista eficiente pode prevenir a colonização por outros microrganismos e especialmente pelo patógeno, sendo sua utilização após a colheita um complemento ao tratamento. A colonização da superfície do fruto, sem ser patogênico, é uma característica desejável a



um antagonista aplicado a campo, pois, esta ocorrendo fica implícito que o microrganismo ultrapassou o estresse do ambiente e apresentou uma boa capacidade de aderência na superfície do hospedeiro (IPPOLITO e NIGRO, 2000). Assim, as pesquisas têm incluído tópicos sobre o estudo da população na superfície dos frutos (TEIXIDÓ et al., 1998; SCHENA et al., 1999). Com esse propósito torna-se viável a aplicação de *T. roseum* durante a colheita, uma vez que não é desejável o controle químico nesse período, já buscando diminuir a disseminação do patógeno pela colonização de múmias e, no início do ciclo, durante a floração também para o controle da doença, instalação e adaptação do antagonista às condições de campo.

Conforme MOREIRA (1999) com o uso dos fosfitos, em seu experimento em pré-colheita, buscou-se alternativas aos ingredientes ativos registrados e uma forma de se evitar problemas com resistência. O esperado com os fosfitos é que atuem apresentando efeito antifúngico pela indução à formação de substâncias de autodefesa, as fitoalexinas, além de fornecer um benefício adicional em termos nutricionais. Nesse sentido, RAIJ (1991) destaca que o K apresenta como característica ser encontrado em altos teores nos tecidos meristemáticos e em frutos novos, tendo papel importante na formação e consistência destes, ainda favorece o espessamento das paredes externas da epiderme além de estar envolvido com atividades enzimáticas e síntese de proteínas. Já o Ca é fundamental na síntese de pectina, principal constituinte da lamela média, que confere resistência ao tecido vegetal, aumentando a efetividade desta barreira morfológica à penetração de patógenos (PRETTY, 1982). BONETI e KATSURAYAMA (2002) relataram que o fosfito pode atuar diretamente sobre o patógeno inibindo seu crescimento antes deste causar infecção, caso a concentração

do produto seja alta nos tecidos do hospedeiro. Sendo baixa, este interage com o patógeno no ponto de penetração estimulando o mecanismo enzimático de defesa da planta.

Os fosfitos vêm sendo avaliados para o controle de doenças em pessegueiro contra *M. fructicola* (MOREIRA, 1999), macieira contra *Phytophthora* spp. *Venturia inaequalis*, *Colletotrichum* spp. (BONETI e KATSURAYAMA, 2002), videira contra *Plasmopara viticola* (DALBÓ e SCHUCK, 2003; SÔNEGO et al., 2003), tomateiro contra *Alternaria solani* (DOMINGUES et al., 2005). Na Austrália o fosfito de K já foi testado em abacate, citrus, uva, abacaxi, para controle de *P. cinnamomi*, *P. nicotianae* var. *parasítica*, *P. viticola* e *P. cinnamoni*, respectivamente (WICKS et al., 1990).

O acibenzolar-S-methyl alternado ao *T. roseum* não foi eficiente no controle da podridão parda, apresentando 42% frutos com sintomas, não diferindo do tratamento com o antagonista sozinho, o qual teve uma proporção menor de doença (Tabela 6). Sua utilização baseou-se no experimento realizado por MARTINS et al. (2002) que avaliaram a eficiência de fungicidas e deste indutor de resistência em pulverizações na floração e pré-colheita em nectarineira. Foi seguida a mesma dose empregada nesta pesquisa (5 g/100 L), que no caso do pessegueiro por não ter mostrado efeitos promissores, faz-se necessário testar outras doses e/ou aumentar o número de pulverizações para a verificação de resultados positivos. Com sua utilização esperou-se avaliar seu efeito quanto à indução de resistência sistêmica adquirida (SAR) nas plantas, o desencadeamento de mecanismos de defesa antes do início do ataque do patógeno. Por apresentar modo de ação inespecífico e não apresentar toxicidade inerente, o risco de seleção de isolados resistentes ao acibenzolar dentro de uma

população de patógenos pode ser considerado muito baixo, justificando seu estudo dentro de um programa de manejo de doenças (PASCHOLATI et al., 1999).

Pesquisadores têm mostrado interesse em avaliá-lo em diferentes culturas como macieira contra *Erwinia amylovora*, obtendo 50% de controle, em dois experimentos a campo, e 60% de controle sobre o mesmo patógeno quando acibenzolar foi aplicado semanalmente (BRISSET et al., 2000; MAXSON-STEIN et al., 2002), além desses, em tomateiro a proteção contra *Xanthomonas vesicatoria* atingiu 77,78% (SILVA et al., 2003).

Os tratamentos com fungicidas foram os preconizados pelas normas da Produção Integrada de Pêssegos (PIP) do Paraná e uma alternância de fungicidas (Tabelas 2 e 3), realizando-se pulverizações em fases predeterminadas da cultura. Todos são produtos registrados para a cultura e os tratamentos resultaram nas mais baixas proporções de doenças nos dois ciclos (Tabela 6). Alguns dos ingredientes ativos usados também já foram empregados em outras pesquisas, como o tebuconazole em pomar de pessegueiro e, este e iprodione em nectarineira, o iminoctadine e iprodione em pessegueiro (MEDEIROS e MEDEIROS, 1997a; DE VICENZO et al., 1997; WADT et al., 1999).

Conforme o observado, na fase de colheita é que a podridão parda se expressa com maior intensidade. Esta constatação está de acordo com muitos autores que afirmam que, as condições climáticas nesse período, normalmente, coincidem com as ideais ao patógeno (ADASKAVEG et al., 2000; EMERY et al., 2000; BONATERRA et al., 2003; LUO e MICHAILIDES, 2003; MARI et al., 2003). Além disso, há uma maior

propensão à ocorrência de insetos nessa fase e aumenta-se, também, a probabilidade de ocorrer ferimentos no ato da colheita.

### **5.3.3 Avaliação, em pós-colheita, dos tratamentos aplicados a campo no controle da podridão parda**

Para os frutos do ciclo 2003/04 mantidos durante três dias no ambiente, à temperatura média de 25 °C, foram observadas diferenças significativas pelo teste de Scott-Knott a 5%. O tratamento com fungicidas se sobressaiu entre os demais apesar de apresentar 26% de frutos com podridão, comparando-se aos outros melhores que foram *T. roseum* alternado com captan+fosfitos, *T. roseum* com captan e PIP atingindo em torno de 40% de incidência. Nesta fase a testemunha teve 88% dos frutos com sintomas, não diferindo do F4/acibenzolar (69%) e do antagonista sozinho (61%) (Tabela 7). Aos cinco dias no ambiente, sob as mesmas condições, houve um aumento progressivo na incidência da doença em todos os tratamentos. Neste momento, a testemunha tinha 96% de frutos doentes e entre os melhores permaneceram o tratamento com fungicidas, PIP e *T. roseum* com captan com 50; 58 e 62% de doença (Tabela 7).

Os frutos para estas análises foram selecionados das caixas de colheita, cada qual correspondente a um tratamento e repetição. Nas caixas, pode ter havido contaminação pelo próprio recipiente, contato com frutos já contaminados e até pela mão do colhedor, o que pode ter contribuído para o nível de doença encontrado. Outra interferência foi à citada chuva de granizo que atingiu a área experimental. Os ferimentos gerados nestes expuseram-nos ao patógeno, que no caso da testemunha

pode ter contribuído para o aumento na quantidade de inóculo. Isto pôde ser comprovado nos momentos das colheitas quando frutos que ainda não apresentavam diâmetro e a coloração da casca ideais, que indicam o ponto de colheita, já mostravam início de lesão por podridão parda, a qual possivelmente se expressou pelas condições climáticas nesta época que era final de dezembro.

No ciclo 2004/05, optou-se pela coleta de frutos diretamente das plantas visando evitar esse tipo de interferência. Adotou-se a coleta de dez frutos por repetição em cada colheita. Aos três dias no ambiente, de modo geral, todos os tratamentos tiveram uma baixa proporção de doença, e houve diferença entre eles, conforme teste de Scott-Knott a 5%, destacando-se o PIP com 6% de frutos doentes e a testemunha com 13%. Aos cinco dias, o PIP continuou sendo o mais eficiente e o antagonista sozinho atingiu 25% de frutos com sintomas, mostrando mais uma vez que este utilizado em seqüência com outro produto exibe melhor controle. Nesse momento a testemunha apresentou um aumento de 7% na incidência da doença (Tabela 7).

Tabela 7 – Proporção de podridão parda em frutos de pessegueiro, cv. BR-1, tratados em pré-colheita e imersos ou não em solução de hipoclorito de sódio 0,5% no período pós-colheita (ciclos 2003/04 e 2004/05).

Tratamentos	Pós-colheita 03/04 <sup>1</sup>		Pós-colheita 04/05 <sup>1</sup>			
	Sem imersão		Sem imersão		Com imersão	
	3 dias	5 dias	3 dias	5 dias	3 dias	5 dias
Testemunha*	0,88 a	0,96 a	0,13 -	0,20 -	0,23 -	0,27 -
F4	0,61 a	0,86 a	0,17 a	0,25 a	0,18 a	0,27 a
PIP	0,43 b	0,58 b	0,06 b	0,07 c	0,03 b	0,06 b
F4/captan+fosfito	0,39 b	0,75 a	0,12 a	0,15 b	0,09 b	0,13 b
F4/captan	0,41 b	0,62 b	0,13 a	0,15 b	0,12 a	0,13 b
F4/acibenzolar	0,69 a	0,89 a	-	-	-	-
Fungicidas	0,26 b	0,50 b	-	-	-	-
CV(%)	39,74	24,82	44,18	39,8	54,75	38,96

<sup>1</sup>Dados originais. As médias seguidas verticalmente pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância. \* não entrou na análise.

Com a imersão dos frutos em solução de hipoclorito pressupõe-se que o inóculo que estivesse na superfície seria retirado e, portanto, as lesões que surgissem seriam oriundas de infecções latentes. Aos três dias, comparando-se os dados, pôde-se constatar um maior número de frutos lesionados no tratamento com *T. roseum* sozinho (18%) (Tabela 7), proporção equivalente à encontrada quando da análise de infecções latentes, sendo que para os outros tratamentos também houve semelhanças quanto à incidência da podridão parda (Tabela 5). Nesta ocasião a testemunha teve 23% de frutos doentes. No quinto dia a testemunha apresentou 27% de incidência, semelhante ao tratamento que recebeu o antagonista sozinho durante todo o ciclo. Com relação aos outros tratamentos não houve um aumento expressivo no número de frutos doentes indicando um bom desempenho durante a floração (Tabela 7). Um fator que deve ser lembrado é que exceto o PIP, os outros tratamentos receberam o antagonista sozinho

durante a florada, e apresentaram bom desempenho na pós-colheita tanto nos frutos sem imersão quanto nos imersos.

Cabe ressaltar que além da influência do granizo, outro fato importante é que no experimento de 2003 não foi possível realizar aplicações com o antagonista durante a colheita, já no segundo estas foram realizadas e a colheita efetuada na seqüência. Com isso pode-se justificar a incidência da podridão ser maior no primeiro ao segundo ciclo, durante a pós-colheita, considerando-se os frutos sem imersão do segundo experimento (Tabela 7).

Conforme as avaliações nos dois ciclos, os tratamentos em que *T. roseum* foi seqüencial com captan+fosfito e captan apresentaram melhores resultados que o antagonista sozinho. Numa próxima avaliação seria viável testar o controle da podridão parda pela aplicação do antagonista alternado com os fosfitos, ou com a mistura destes visando ampliar as alternativas de controle desta doença. Pelo que foi visto a campo, os fungicidas empregados não foram nocivos ao antagonista, e ainda, estes tratamentos mencionados em alternância tornam-se importantes alternativas, pois em anos em que as condições climáticas não favoreçam a atividade do antagonista o captan sozinho ou com o fosfito, que se mostrou mais eficiente, pode melhorar as condições de controle, ficando implícito que esta alternância leva à diminuição do total de aplicações com fungicida.

## 5.4 CONCLUSÕES

No ciclo 2003/04 todos os tratamentos avaliados controlaram a podridão parda (44,7% a 88%) em relação à testemunha. Os melhores foram a alternância de fungicidas, PIP, associação de *T. roseum* com captan ou com captan+fósfitos, seguidos dos tratamentos com *T. roseum* sozinho ou com acibenzolar. Em pós-colheita, apenas os tratamentos que continham fungicida controlaram a doença.

O antagonista foi equivalente ao tratamento PIP no controle da podridão parda na floração do ciclo 2004/05, podendo ser indicado em aplicações semanais, de modo a atingir sempre as flores abertas por serem mais suscetíveis à podridão parda.

A inclusão dos fósfitos de Ca e de K, em mistura com captan e alternados com *T. roseum* melhorou o controle da podridão parda desde o crescimento dos frutos até a pós-colheita, no ciclo de 2004/05.

O emprego do acibenzolar-S-methyl na dose e número de aplicações utilizadas não foi eficiente para melhorar o controle da podridão parda do pessegueiro nos tratamentos alternados com *T.roseum*.

Os tratamentos PIP e alternância de fungicidas foram eficazes nos dois ciclos avaliados podendo ser adotados num programa de controle da podridão.



## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADASKAVEG, J. E.; FÖRSTER, H.; THOMPSON, D. F. Identification and etiology of visible quiescent infections of *Monilinia fructicola* and *Botrytis cinerea* in sweet cherry fruit. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, n. 3, p. 328-333. 2000.

AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by fungi. In: \_\_\_\_\_. **Plant Pathology**. 4.ed. San Diego: Academic Press, 1997, p. 245-406.

ANDRADE, E. R. Doenças do pessegueiro e da ameixeira e seu controle no Estado de Santa Catarina. Florianópolis: **EPAGRI**, 1995, 52p. (EPAGRI. Boletim Técnico, 71).

ANUÁRIO DA AGRICULTURA BRASILEIRA. Pêssego. In: NAKAMAE, I. J. ed. **Anuário da Agricultura Brasileira**. São Paulo: FNP, 2004. p. 407-411.

BATISTA, D. da C.; de OLIVEIRA, S. M. A.; TAVARES, S. C. C. H.; LARANJEIRA, D.; das NEVES, R. A. F.; SILVA, R. L. X. Efeitos de fungicidas inibindo o crescimento *in vitro* de *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* e interferência com *Trichoderma* spp. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 28, n. 4, p. 305-310. 2002.

BELING, R. R.; SANTOS, C.; KIST, B. B.; REETZ, E.; CORRÊA, S.; SCHEMBRI, T. M. A geografia das frutas no Brasil. In: BELING, R. R. ed. **Anuário Brasileiro da Fruticultura**. Santa Cruz do Sul: Gazeta Santa Cruz Ltda., 2004. p. 18.

BENELLI, A. I. H.; DENARDIN, N. D.; FORCELINI, C. A. Ação do acibenzolar-S-metil aplicado em tubérculos e plantas de batata contra canela preta, incitada por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *atrosepticum* atípica. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 3, p. 263-267. 2004.

BETTIOL, W. Seleção de microrganismos antagônicos a fitopatógenos. In: Bettiol, W. (ed.) **Controle Biológico de Doenças de plantas**. Jaguariúna, CNPMA/EMBRAPA, 1991, p. 223-236.

BLEICHER, J. Doenças de rosáceas de caroço. In: Kimati, H.; Amorim, L.; Bergamin F.; Camargo, L. E. A.; Rezende, J. A. M. ed. **Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 3.ed. São Paulo: Ceres, 1997. p. 621-627.

BOFF, P.; KÖHL, J.; JANSEN, M.; HORSTEN, P. J. F. M.; LOMBAERS-VAN DER PLAS, C.; GERLAGH, M. Biological control of gray mold with *Ulocladium atrum* in annual strawberry crops. **Plant Disease**, St. Paul, v. 86, n. 3, p. 220-224. 2002.

BONATERRA, A.; MARI, M.; CASALINI, L.; MONTESINOS, E. Biological control of *Monilinia laxa* and *Rhizopus stolonifer* in postharvest of stone fruit by *Pantoea agglomerans* EPS125 and putative mechanisms of antagonism. **International Journal of Food Microbiology**, Oxford, v. 84, p. 93-104. 2003.

BONETI, J. I.; KATSURAYAMA, Y. Viabilidade do uso de fosfitos no manejo das doenças da macieira. In: V ENFRUTE (Encontro Nacional Sobre Fruticultura De Clima temperado), 2002, Fraiburgo. **Anais...** Fraiburgo: Epagri, 2002. p. 125-139.

BRISSET, M. N.; CESBRON, S.; THOMSON, S. V.; PAULIN, J. P. Acibenzolar-S-methyl induces the accumulation of defense-related enzymes in apple and protects from fire blight. **European Journal of Plant Pathology**, Holanda, v. 106, p. 529-536. 2000.

BRUTON, B. D. Mechanical injury and latent infections leading to postharvest decay. **HortScience**, Alexandria, v. 29, n. 7, p. 747-749. 1994.

BYRDE, R. J. W.; WILLETTS, H. J. Infection. In: \_\_\_\_\_. **The brown rot of fruit: their biology and control**. Oxford: Pergamon Press, 1977c. p. 87-110.

BYRDE, R. J. W.; WILLETTS, H. J. Physiology. In: \_\_\_\_\_. **The brown rot of fruit: their biology and control**. Oxford: Pergamon Press, 1977e. p. 55-63.

BYRDE, R. J. W.; WILLETTS, H. J. Structure and morphogenesis. In: \_\_\_\_\_. **The brown rot of fruit: their biology and control**. Oxford: Pergamon Press, 1977b. p. 33-54.

BYRDE, R. J. W.; WILLETTS, H. J. Taxonomy and nomenclature. In: \_\_\_\_\_. **The brown rot of fruit: their biology and control**. Oxford: Pergamon Press, 1977a. p. 15-31.

BYRDE, R. J.; WILLETTS, H. J. Control by other means. In: \_\_\_\_\_. **The brown rot fungi of fruit: their biology and control**. Oxford : Pergamon Press, 1977d. p. 127-135.

CANTERI, M. G.; ALTHAUS, R. A.; VIRGENS FILHO, J. S.; GIGLIOTI, E. A.; GODOY, C. V. SASM-Agri: Sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas pelos métodos Scott-Knott, Tukey e Duncan. **Revista Brasileira de Agrocomputação**, Ponta Grossa, v. 1, n. 2, p. 18-24. 2001.

CAVALCANTI, L. S.; RESENDE, M. L. V. Efeito da época de aplicação e dosagem do acibenzolar-S-metil na indução de resistência à murcha de *Verticillium* em cacaueiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 67-71. 2005.

COELHO, A. H. R. Qualidade pós-colheita de pêssegos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 17, n. 180, p. 31-39. 1994.

CRUICKSHANK, R. H.; WADE, G. C. The activation of latent infections of *Monilinia fructicola* on apricots by volatiles from the ripening fruit. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 136, p. 107-112. 1992.

DALBÓ, M. A.; SCHUCK, E. Avaliação do uso de fosfitos para o controle do míldio da videira. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 16, n. 3, p. 33-36. 2003.

DE CAL, A.; LARENA, I.; GUIJARRO, B.; MELGAREJO, P. Mass production of conidia of *Penicillium frequentans*, a biocontrol agent against Brown rot of stone fruits. **Biocontrol Science and Technology**, Lethbridge, v. 12, p. 715-725. 2002.

DE CAL, A.; MELGAREJO, P. Interactions of pesticides and mycoflora of peach twigs. **Mycological Research**, Cambridge, v. 96, n. 12, p. 1105-1113. 1992.

DE CAL, A.; SAGASTA, E. M.; MELGAREJO, P. Biological control of peach twig blight (*Monilinia laxa*) with *Penicillium frequentans*. **Plant Pathology**, London, v. 39, n. 4, p. 612-618. 1990.

DE VICENZO, M. C. V.; VEIGA, J. S.; DARIO, G. J. A. Controle da podridão parda (*Monilinia fructicola*) na cultura do pêssogo (*Prunus persica*) com o fungicida tebuconazole. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 15, supl., res. 88. 1997.

DOLINSKI, M. A.; SERRAT, B. M.; MOTTA, A. C. V.; CUQUEL, F. L.; DE SOUZA, S. R. ; MAY-DE MIO, L. L.; MONTEIRO, L. B. Produção, teor foliar e qualidade de frutos do pessegueiro “Chimarrita” em função da adubação nitrogenada, na região da Lapa-PR. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 2, p. 295-299. 2005.

DOMINGUES, R. J. ; TÖFOLI, J. G. ; SARTORI, J. E. Associação entre fungicidas, nutrientes e fosfito de potássio visando o controle da pinta preta do tomateiro. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, supl., p. 93-94. 2005.

EMERY, K. M.; MICHAILIDES, T. J.; SCHERM, H. Incidence of latent infection of immature peach fruit by *Monilinia fructicola* and relationship to brown rot in Georgia. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, n. 8, p. 853-857. 2000.

ESTADOS UNIDOS. Determination of field inoculum potential. Disponível em: <http://www.plantpath.wisc.edu/fpath/infection-of-cranberry-by-monilinia.htm> Acesso em: 22 jul. 2003.

ESTRADA, F. H.; ZAMORA, M. C.; GONZÁLEZ, P. F. Control químico de la cenicilla (*Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lev. Var. *persicae* Wor.) y pudrición morena (*Monilinia fructicola* (Wint.) Honey). **Chapingo**, México, v. 16, n. 78, p. 100-103. 1992.

FEICHTENBERGER, E.; TAVEL, A. P. R. Efeito de fungicidas sistêmicos e fosfitos no desenvolvimento de lesões de *Phytophthora parasitica* em laranjeiras “Hamlin”. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 24, supl., p. 282-283. 1999.

FELICIANO, A.; SACHS, S. Doenças. In: **A cultura do pessegueiro**. Pelotas: **EMBRAPA**, 1984, p. 89-101. (EMBRAPA-CNPFT. Circular Técnica, 10).

FORTES, J. F. Controle de *Monilinia fructicola* em *Prunus persica* na pré-colheita. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 19, supl., p. 327. 1994.

FORTES, J. F.; MARTINS, O. M. Intomatologia e controle das principais doenças. In: Medeiros, C. A. B.; Raseira, M. do C. B. ed. **A cultura do pessegueiro**. Brasília: Embrapa-SPI, 1998. p. 243-264.

GALLI, M. A.; TORRES, S. G.; MONFERDINI, M. A.; GUIDOTTI, W. Ação do fosfito de zinco no controle da requeima (*Phytophthora infestans*) na cultura do tomate (*Lycopersicon esculentum*). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, supl., p. 94. 2005.

GUIMARÃES, L. S.; BLUM, L. E. B.; AMARANTE, C. V. T.; PRADO, G.; ARIOLI, C. J.; DEZANET, A.; SCHEIDT, F. R. Efeito de fosfitos CaB em podridões pós-colheita da maçã. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 26, supl., p. 318. 2001.

HAU, B.; KRANZ, J. Mathematics and statistics for analyses in epidemiology. In: KRANZ, J. ed. **Epidemics of Plant Diseases**. Berlin: Springer. 1990. p. 12-52.

HOLTZ, B. A.; MICHAILIDES, T. J.; HONG, C. Development of apothecia from stone fruit infected and stromatized by *Monilinia fructicola* in California. **Plant Disease**, St. Paul, v. 82, n. 12, p. 1375-1380. 1998.

HONG, C. X.; MICHAILIDES, T. J. Prune, plum, and nectarine as hosts of *Trichothecium roseum* in California orchards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 1, p. 112. 1997.

HONG, C. X.; MICHAILIDES, T. J.; HOLTZ, B. A. Resident fungi of stone fruits mummified by *Monilinia fructicola*. In: Joint Annual Meeting, 1996, Indianapolis. **Anais...** Indianapolis: The American Phytopathological Society, 1996. p. 81.

HONG, C. X.; MICHAILIDES, T. J.; HOLTZ, B. A. Mycoflora of stone fruit mummies in California orchards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, n. 4, p. 417-422. 2000.

HONG, C. X.; MICHAILIDES, T. J.; HOLTZ, B. A. Potential of sporulation of nectarine fruit infected and mummified by *Monilinia fructicola*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 87, n. 6, p. 43. 1997b.

HONG, C.; HOLTZ, B. A.; MORGAN, D. P.; MICHAILIDES, T. J. Significance of thinned fruit as a source of the secondary inoculum of *Monilinia fructicola* in California nectarine orchards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 5, p. 519-524. 1997a.

HONG, C.; MICHAILIDES, T. J. Effect of temperature on the discharge and germination of ascospores by apothecia of *Monilinia fructicola*. **Plant Disease**, St. Paul, v. 82, n. 2, p. 195-202. 1998.

HONG, C.; MICHAILIDES, T. J.; HOLTZ, B. A. Effects of wounding, inoculum density, and biological control agents on postharvest brown rot of stone fruits. **Plant Disease**, St. Paul, v. 82, n. 11, p. 1210-1216. 1998.

HUANG, H. C.; BREMER, E.; HYNES, R. K.; ERICKSON, R. S. Foliar application of fungal biocontrol agents for the control of white mold of dry bean caused by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Biological control**, Orlando, v. 18, p. 270-276. 2000.

IPPOLITO, A.; NIGRO, F. Impact of preharvest application of biological control agents on postharvest diseases of fresh fruits and vegetables. **Crop Protection**, Oxford, v. 19, p. 715-723. 2000.

JANISIEWICZ, W. J.; KORSTEN, L. Biological control of postharvest diseases of fruits. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 40, p. 411-441. 2002.

JENKINS, P. T.; REINGANUM, C. The occurrence of a quiescent infection of stone fruits caused by *Sclerotinia fructicola* (Wint.) Rehm. **Australian Journal of Agricultural Research**, Austrália, v. 16, n. 2, p. 131-140. 1965.

KARABULUT, O. A.; BAYKAL, N. Biological control of postharvest diseases of peaches and nectarines by yeasts. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 151, p. 130-134. 2003.

KARABULUT, O. A.; COHEN, L.; WIESS, B.; DAUS, A.; LURIE, S.; DROBY, S. Control of brown rot and blue mold of peach and nectarine by short hot water brushing and yeast antagonists. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 24, p. 103-111. 2002.

KRUGNER, T. L.; BACCHI, L. M. A. Fungos. In: Bergamin F.; Kimati, H.; Amorim, L. ed. **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**. 3.ed. São Paulo: Ceres, 1995, p. 46-96.

LARENA I.; DE CAL, A.; MELGAREJO, P. Solid substrate production of *Epicoccum nigrum* conidia for biological control of Brown rot on stone fruits. **International Journal of Food Microbiology**, Oxford, v. 94, p. 161-167. 2004.

LARENA, I.; MELGAREJO, P. Biological control of *Monilinia laxa* and *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* a lytic enzyme-producing *Penicillium purpurogenum*. **Biological control**, Orlando, v. 6, p. 361-367. 1996.

LARENA, I.; TORRES, R.; DE CAL, A.; LIÑÁN, M.; MELGAREJO, P.; DOMENICHINI, P.; BELLINI, A.; MANDRIN, J. F.; LICHOU, J.; de ERIBE, X. O.; USALL, J. Biological control of postharvest Brown rot (*Monilinia* spp.) of peaches by field applications of *Epicoccum nigrum*. **Biological control**, Orlando, v. 32, p. 305-310. 2005.

LEIBINGER, W.; BREUKER, B.; HAHN, M.; MENDGEN, K. Control of postharvest pathogens and colonization of the apple surface by antagonistic microorganisms in the field. **Phytopathology**, St. Paul, v. 87, n. 11, p. 1103-1110. 1997.

LEITES, L.; MONDINO, P.; BURGUEÑO, J. Efecto antagonico *in vitro* de *Penicillium rugulosum* sobre *Monilinia laxa*. In: Congresso Latinoamericano de Fitopatologia, 9., 1997, Montevideu. **Anais...** Montevideu: Associação Latino Americana de Fitopatologia, 1997. p. 162.

LIMA, G.; IPPOLITO, A.; NIGRO, F.; SALERNO, M. Effectiveness of *Aureobasidium pullulans* and *Candida oleophila* against postharvest strawberry rots. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 10, p. 169-178. 1997.

LUO, Y.; MICHAILIDES, T. J. Threshold conditions that lead latent infection to prune fruit rot caused by *Monilinia fructicola*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 93, n. 1, p. 102-111. 2003.



LUO, Y.; MORGAN, D. P.; MICHAILIDES, T. J. Risk analysis of rot blossom blight of prune caused by *Monilinia fructicola*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 91, n. 8, p. 759-768. 2001.

MADRIGAL, C.; MELGAREJO, P. Morphological effects of *Epicoccum nigrum* and its antibiotic flavipin on *Monilinia laxa*. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 73, p. 425-431. 1995.

MADRIGAL, C.; PASCUAL, S.; MELGAREJO, P. Biological control of peach twig blight (*Monilinia laxa*) with *Epicoccum nigrum*. **Plant Pathology**, London, v. 43, p. 554-561. 1994.

MARI, M.; CASALINI, L.; BARALDI, E.; BERTOLINI, P.; PRATELLA, G. C. Susceptibility of apricot and peach fruit to *Monilinia laxa* during phenological stages. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 30, p. 105-109. 2003.

MARTINS, M.C., MASCARO, F.A.; AMORIM, L. Controle químico da podridão parda em nectarina. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, supl., p. 225. 2002.

MAXSON-STEIN, K.; HE, S. Y.; HAMMERSCHMIDT, R.; JONES, A. L. Effect of treating apple trees with acibenzolar-S-methyl on fire blight and expression of pathogenesis-related protein genes. **Plant Disease**, St. Paul, v. 86, n. 7, p. 785-790. 2002.

MAY, L. L.; KIMATI, H. Controle de *Phytophthora parasitica* com fungicidas e efeito desses produtos no crescimento micelial de *Trichoderma*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 52-57. 2000.

MAY-DE MIO, L. L.; GARRIDO, L.; UENO, B. Doenças de fruteiras de caroço. In: MONTEIRO, L. B.; MAY-DE MIO, L. L.; SERRAT, B. M.; MOTTA, A. C.; CUQUEL, F. L. ed. **Fruteiras de caroço: uma visão ecológica**. Curitiba: UFPR, 2004a. p. 169-221.

MAY-DE MIO, L. L.; MONTEIRO, L. B.; DE NAZARENO, N. R. X.; HICKEL, E. Classificação e manejo dos agroquímicos em fruteiras de caroço. In: MONTEIRO, L. B.; MAY-DE MIO, L. L.; SERRAT, B. M.; MOTTA, A. C.; CUQUEL, F. L. ed. **Fruteiras de caroço**: uma visão ecológica. Curitiba: UFPR, 2004b. p. 263-297.

MEDEIROS, G.; MEDEIROS, C. A. Controle químico de *Monilinia fructicola*, em pessegueiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, supl., p. 283. 1997a.

MEDEIROS, G.; MEDEIROS, C. A. Efeito de fungicidas no controle de *Monilinia fructicola* em pessegueiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, supl., p. 283. 1997b.

MELGAREJO, P.; CARRILLO, R.; SAGASTA, E. M. Potential for biological control of *Monilinia laxa* in peach twigs. **Crop Protection**, Oxford, v. 5, n. 6, p. 422-426. 1986.

MERCIER, J.; JIMÉNEZ, J. I. Control of fungal decay of apples and peaches by the biofumigant fungus *Muscodor albus*. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 31, p. 1-8. 2004.

MICHAILIDES, T. J. Inoculum potential at bloom (Flower Incubation Technique, FIT). Disponível em: <http://tjm.uckac.edu/TJM-Site/blossom-infection/id-ip.htm>. Acesso em: 25 nov. 2005.

MONDINO, P.; PÉREZ, E.; GEPP, V.; GARCIA, S. Detección de infecciones latentes de *Monilinia* sp. sobre frutos verdes de duraznero. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, supl., p. 287. 1997.

MOREIRA, L. M. **Controle químico e biológico de *Monilinia fructicola* (Wint) Honey e monitoramento de infecções latentes em frutos**. Curitiba, 1999. 76 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná.

MOREIRA, L. M.; MAY-DE MIO, L. L.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R. M.; LIMA, M. L. R. Z. C; POSSAMAI, J. C. Controle em pós-colheita de *Monilinia fructicola* em pêssegos. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 4, p. 395-398. 2002.

NOGUEIRA, E. M. de C. Controle químico da podridão parda (*Monilinia fructicola*) em pessegueiro (*Prunus persica*). **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 19, supl., p. 48-49. 1993.

NORTHOVER, J.; CERKAUSKAS, R. F. Detection and significance of symptomless latent infections of *Monilinia fructicola* in plums. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ottawa, v. 16, n. 1, p. 30-36. 1994.

OGAWA, J. M.; ZEHR, E. I.; BIGGS, A. R. Part I. Infectious diseases, diseases caused by fungi. In: Ogawa, J. M.; Zehr, E. I.; Birde, G. W.; Ritchie, D. F.; Uriu, K.; Uyemoto, J. K. ed. **Compendium of stone fruit diseases**. ST Paul, 1995. p. 7-10.

OSORIO, J. M.; ADASKAVEG, J. E.; OGAWA, J. M. Comparative efficacy and systemic activity of iprodione and the experimental anilide E-0858 for control of brown rot on peach fruit. **Plant Disease**, St. Paul, v. 77, n. 11, p. 1140-1143. 1993.

PASCHOLATI, S. F., STANGARLIN, J. R., RESENDE, M. L. V., ROMEIRO, R. S., CASTRO, R. M., STADINIK, M. & LEITE, B. Bioquímica fitopatológica e indução de resistência. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 24, supl., p. 241. 1999.

PENROSE, L. J.; KOFFMANN, W.; NICHOLLS, M. R. Field occurrence of vinclozolin resistance in *Monilinia fructicola*. **Plant Pathology**, London, v. 34, p. 228-234. 1985.

PEREZ, J. O.; SOARES, A. C. F.; SILVA, D. S.; ALMEIDA, N. S.; SANTOS, A. P. Avaliação do acibenzolar-s-metil na proteção de *Curvularia eragrostides* em mudas de inhame. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, supl., p. 65. 2005.

PHILLIPS, D. J. Effect of temperature on *Monilinia fructicola* conidia produced on fresh stone fruits. **Plant Disease**, St. Paul, v. 68, n. 7, p. 610-612. 1984.

PRATELLA, G. C.; MARI, M. Effectiveness of *Trichoderma*, *Gliocladium* and *Paecilomyces* in postharvest fruit protection. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 3, p. 49-56. 1993.

PRETTY, K.M. O potássio e a qualidade da produção agrícola. In: Yamada, T., Igue, K., Muzilli, O., Usherwood, N.R. (Ed.) **Potássio na Agricultura Brasileira**. Piracicaba, 1982, p. 177-194.

RAIJ, V.B. Potássio. In: \_\_\_\_ **Fertilidade do solo e adubação**. São Paulo: Ceres, 1991, p. 206-217.

RASEIRA, A.; NAKASU, B. H.; FORTES, J. F. Cartilha do produtor de pêssgo. Pelotas: **EMBRAPA**, 1990, 30p. (EMBRAPA-CNPFT. Documentos, 36).

SALES JR., R.; NUNES, G. H. S.; PEREIRA, E. W. L.; NASCIMENTO, I. J. B.; NASCIMENTO, M. T. A.; FREITAS, L. S.; AMARO FILHO, J. Utilização do acibenzolar-S-methyl como indutor de resistência em meloeiro a *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, supl., p. 369. 2003.

SAMBUGARO, R.; MATTOS, C. R. R.; FURTADO, E. L. Avaliação da eficácia do acibenzolar-S-methyl aplicado isoladamente e em misturas com fungicidas no controle do mal-das-folhas em seringueira. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 26, supl., p. 438-439. 2001.

SCHENA, L.; IPPOLITO, A.; ZAHAVI, T.; COHEN, L.; NIGRO, F.; DROBY, S. Genetic diversity and biocontrol activity of *Aureobasidium pullulans* isolates against postharvest rots. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 17, p. 189-199. 1999.

SCHENA, L.; NIGRO, F.; PENTIMONE, I.; LIGORIO, A.; IPPOLITO, A. Control of postharvest rots of sweet cherries and table grapes with endophytic isolates of *Aureobasidium pullulans*. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 30, p. 209-220. 2003.

SILVA, L. H. C. P.; RESENDE, M. L. V.; SOUZA, R. M.; CAMPOS, J. R. Efeito do indutor de resistência acibenzolar-S-metil na proteção contra *Xanthomonas vesicatoria*, *Oidium lycopersici* e *Septoria lycopersici* em tomateiro. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 29, n. 3, p. 244-248. 2003.

SMILANICK, J. L.; DENIS-ARRUE, R.; BOSCH, J. R.; GONZALEZ, A. R.; HENSON, D.; JANISIEWICZ. Control of postharvest brown rot nectarines and peaches by *Pseudomonas species*. **Crop Protection**, Oxford, v. 12, n. 7, p. 513-520. 1993.

SÔNEGO, O. R.; GARRIDO, L. da R.; CZERMAINSKI, A. B. C. Avaliação do fosfito de potássio no controle do míldio da videira. Bento Gonçalves: **EMBRAPA**, 2003, 14p. (EMBRAPA. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 11).

SONODA, R. M.; OGAWA, J. M. Growth rate of *Monilinia fructicola* resistant and sensitive to benomyl on potato-dextrose Agar and on peach fruit. **Plant Disease**, St. Paul, v. 66, n. 12, p. 1155-1156. 1982.

TEIXIDÓ, N.; VIÑAS, I.; USALL, J.; MAGAN, N. Control of blue mold of apples by preharvest application of *Candida sake* grown in media with different water activity. **Phytopathology**, St. Paul, v. 88, n. 9, p. 960-964. 1998.

TIAN, S. P.; BERTOLINI, P. Effect of temperature during conidial formation of *Monilinia laxa* on conidial size, germination and infection of stored nectarines. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 147, p. 635-641. 1999.

TIAN, S.; FAN, Q.; XU, Y.; LIU, H. Biocontrol efficacy of antagonist yeasts to gray mold and blue mold on apples and pears in controlled atmospheres. **Plant Disease**, St. Paul, v. 86, n. 8, p. 848-853. 2002.

TRIPATHI, P.; DUBEY, N. K. Exploitation of natural products as an alternative strategy to control postharvest fungal rotting of fruit and vegetables. **Postharvest Biology and Technology**, Oxford, v. 32, p. 235-245. 2004.

TZONEVA, E.; TZONEV, R. Blossom blight caused by *Monilinia laxa* (Her.) – a conception on infection mechanism. **Acta Horticulturae**, Bélgica, n. 488, p. 711-713. 1999.

VENÂNCIO, W. S.; ZAGONEL, J.; FURTADO, E. L.; DE SOUZA, N. L.; PERES, N. A. R. Novos fungicidas II – famoxadone e indutores de resistência. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 8, p. 59-92. 2000.

WADT, L.; NOGUEIRA, E. M. de C.; CORRENTE, J. E. Controle químico da podridão parda (*Monilinia fructicola*) em nectarina (*Prunus persica* var. *nucipersica*). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 66, n. 1, p. 9-14. 1999.

WATSON, W. A.; ZEHR, E. I.; GRIMES, L. W. Influence of temperature and wetting period on inoculum production by *Monilinia fructicola* in peach twig cankers. **Plant Disease**, St. Paul, v. 86, n. 6, p. 666-668. 2002.

WICKS, T. J.; MARGAREY, P. A.; DE BOER, R. F.; PEGG, K. G. Evaluacion del fosfito potasico como fungicida en Australia (Conferencia de Brighton para la Proteccion de las Cosechas – Pestes y Enfermedades – 1990). In: **Fosfitos Pesquisas**, São Paulo, 1996, p. 19-25.

WILSON, C.L.; WISNIEWSKI, M.E. Biological control of post harvest diseases of fruits and vegetables: an emerging technology. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 27, p. 425-441. 1989.

WISNIEWSKI, M. E.; WILSON, C. L. Biological control of postharvest diseases of fruits and vegetables: recent advances. **HortScience**, Alexandria, v. 27, n. 2, p. 94-98. 1992.

WITTIG, H. P. P.; JOHNSON, K. B.; PSCHIEDT, J. W. Effect of epiphytic fungi on brown rot blossom blight and latent infections in sweet cherry. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, n. 4, p. 383-387. 1997.

ZANETTE, F.; BIASI, L. A. Introdução a fruteiras de caroço. In: MONTEIRO, L. B.; MAY-DE MIO, L. L.; SERRAT, B. M.; MOTTA, A. C.; CUQUEL, F. L. ed. **Fruteiras de caroço: uma visão ecológica**. Curitiba: UFPR, 2004. p. 1-4.

ZEHR, E. I.; LUSZCZ, L. A.; OLIEN, W. C.; NEWALL, W. C.; TOLER, J. E. reduced sensitivity in *Monilinia fructicola* to propiconazole following prolonged exposure in peach orchards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 83, n. 10, p. 913-916. 1999.

ZEHR, E. I.; TOLER, J. E.; LUSZCZ, L. A. Spread and persistence of benomyl-resistant *Monilinia fructicola* in South Carolina peach orchards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 75, n. 6, p. 590-593. 1991.

ZHOU, T.; NORTHOVER, J.; SCHNEIDER, K. E. Biological control of postharvest diseases of peach with phyllosphere isolates of *Pseudomonas syringae*. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ottawa, v. 21, n. 4, p. 375-381. 1999.



This document was created with Win2PDF available at <http://www.daneprairie.com>.  
The unregistered version of Win2PDF is for evaluation or non-commercial use only.